



universität
wien

DIPLOMARBEIT

Titel der Diplomarbeit

Morphologisch-Anatomische Untersuchungen

an der in Österreich heimischen

Farnart *Dryopteris dilatata*

angestrebter akademischer Grad

Magistra der Pharmazie (Mag.pharm.)

Verfasserin / Verfasser:	Julia Kainrath
Matrikel-Nummer:	9406232
Studienrichtung /Studienzweig (lt. Studienblatt):	Pharmazie
Betreuerin / Betreuer:	Univ. Prof. Mag. Dr. Saukel Johannes

Wien, im November 2008

1. Einleitung	5
1.1. Über Farne allgemein	5
1.2. Die Gattung Dryopteris.....	6
1.2.1. Der Name Dryopteris	6
1.2.2. Stellung in der Volksmedizin.....	6
1.2.3. Vorkommen und Ökologie	7
1.2.4. Die systematische Einteilung.....	8
2. Fragestellung.....	10
2.1. Bisheriger Stand der Wissenschaft	10
2.2. Ziele.....	11
3. Methoden	12
3.1. Material	12
3.2. Das Lichtmikroskop	12
3.3. Das Rasterelektronenmikroskop	12
3.4. Vermessungen	13
3.4.1. Messungen im LM	13
3.4.2. Messungen im REM.....	13
3.5. Vektorbestimmung.....	14
4. Morphologie	15
4.1. Allgemeines	15
4.1.1. Generationswechsel, Gametophyt.....	15
4.1.2. Aufbau des Sporophyten.....	16
4.1.3. Sori, Sporangien und Indusium	16
4.1.4. Sporen	17
4.2. Morphologische Untersuchungen	18
4.2.1. Ergebnisübersicht der untersuchten Dryopteris-Art.....	19
4.2.2. Morphologische Merkmale im Detail.....	19
4.2.3. Bildnachweis der verwendeten Herbarbelege	23
5. Anatomie.....	48
5.1. Allgemeines über Dryopteris	48
5.2. Genaue Betrachtungen mit LM und ESEM in Hivac.....	50

5.2.1.	Fiederblatt.....	50
5.2.2.	Nervatur.....	53
5.2.3.	Die Hydathoden	56
5.2.4.	Die Stomata.....	57
5.2.5.	Diverse Indumente.....	59
5.2.6.	Sori, Sporangien, Indusium.....	62
5.2.7.	Die Sporen	64
6.	Vermessung	65
6.1.	Wedelvermessung.....	65
6.1.1.	Methode 1	65
6.1.2.	Methode 2	68
6.2.	Stomata-Vermessung	75
6.3.	Indument-Vermessung.....	80
6.3.1.	Gliederhaare.....	80
6.3.2.	Drüsenhaare-Vermessung	83
6.4.	Vektorisierung	85
7.	Statistische Auswertung	90
7.1.	Zuordnungswahrscheinlichkeit.....	91
7.2.	Diskriminanzanalyse.....	92
7.2.1.	Auswertung der 206 ausgewählten Merkmale der Diskriminanzanalyse.....	94
7.2.2.	Diskriminanzanalyse „Best off 20“	106
7.2.3.	Diskriminanzanalyse mit Kanonischer Analyse	107
7.2.4.	Multivariate Diskriminanzanalyse für Arthyrium	108
7.3.	Clusteranalyse	109
7.3.1.	Agglomeratives Verfahren der Clusteranalyse nach Ward	110
8.	Diskussion und Ausblick.....	113
9.	Zusammenfassung deutsch	115
10.	Zusammenfassung Englisch.....	117
11.	Abbildungsverzeichnis.....	118
12.	Tabellenverzeichnis	120
13.	Literaturverzeichnis	121

1. Einleitung

1.1. Über Farne allgemein

Die Farngewächse (Pteridophyta) zählen gemeinsam mit den Samenpflanzen (Spermatophyta) zu den Gefäßpflanzen, welche auch Cormobionta (Höhere Pflanzen) genannt werden.

Da Farne weder Blüten noch Samen ausbilden, heißen sie auch Kryptogamen. Der Vegetationskörper der Farne wird in Wurzel, Spross und Blätter unterteilt. Die Blätter oder Wedel stellen die Reproduktionsorgane dar, man nennt sie daher auch Sporophyten. Während der Entwicklung der Farne wird ein Generationswechsel vollzogen. Es bilden sich zwei von einander unabhängige Generationen aus. Eine sporentragende Generation, der Sporophyt und eigentliche Farnpflanze, und andererseits die nicht sporentragende Generation, der Gametophyt, eine Art Vorkeim als Träger männlicher und weiblicher Keimzellen.

Dies ist ein gemeinsames charakteristisches Merkmal sporentragender Pflanzen, wodurch sie sich grundlegend von den Samenpflanzen unterscheiden. Die Fortpflanzungsstrategie durch Sporenaussaat, Keimung, anschließende Entwicklung eines Prothalliums und um letztlich den Zyklus zu schließen wieder Bildung eines sporentragenden Wedels, hat sich lange bewährt.

*„...von wenige Millimeter großen Hautfarnen bis zu meterhohen Baumfarnen...“
aus Weberling, Schwantes ((1992) Pflanzensystematik*

Die Farne sind weltweit verbreitete Pflanzen. Es gibt circa 12 000 Farnarten weltweit. Dem gegenüber steht die große Gruppe der Samenpflanzen mit etwa 250.000 Arten, entwicklungsgeschichtlich erheblich jünger als die Farne. Aber Farne sind wahre Pioniere, sie suchen sich ökologische Nischen und trotzen so der raschen Fortpflanzungsstrategie so mancher Konkurrenz.

1.2. Die Gattung Dryopteris

1.2.1. Der Name Dryopteris

„Der Gattungsname ist griechischen Ursprungs und wird von drys, dryos – die Eiche und pteris – der Farn abgeleitet, wohl deshalb, weil er oft auf alten Eichen zu finden ist oder die Fiederchen oft eichenblattartig gebuchtet sind. Die Bezeichnung Wurmfarne lässt auf die Verwendung des Rhizoms schließen und auf den Gebrauch als Antiwurmmittel.“

aus Lexikon der Arzneipflanzen und Drogen (2005)

Ein Synonym für Dryopteris ist Aspidium, von griechisch aspis – das Schild, wegen der schildförmigen Gestalt des Indusiums.

1.2.2. Stellung in der Volksmedizin

Anwendungen

Der Gebrauch der Farnkrautwurzel als Mittel gegen Wurminfektion geht bis ins Altertum zurück. Bereits Theophrast, Dioskurides und Plinius beschrieben diese Anwendung des Wurmfarne.

Die antihelminthische Anwendung, insbesondere gegen Bandwürmer und Hakenwürmer, ist heute wegen einer zu geringen therapeutischen Breite obsolet. Häufige Nebenwirkungen waren lokale Reizungen im Magen-Darm Trakt, Übelkeit, Erbrechen und Diarrhöen. Durch Überdosierungen kam es nicht selten zu Vergiftungen mit Erscheinungen wie Kopfschmerz, Krämpfen, Schwindel, Sehstörungen, Erblindung, Kreislaufversagen und Atemlähmung bis hin zum Tod. Daher ist von der innerlichen Anwendung des früher verwendeten Extraktes wegen seiner Giftigkeit dringend abzuraten.

Zubereitungen zur äußerlichen Anwendung bei Rheuma, Ischias, Muskel-, Nerven-, Ohren-, und Zahnschmerzen sind bekannt, wie etwa Kräuterfarnkissen. Bei eitrigen, schlecht heilenden Wunden macht man

Wasserauszüge vom getrockneten Kraut für Waschungen und Wundauflagen.

Fein zerkleinertes Farnkraut wird gegen Läuse und Schnecken verwendet. Fäulniswidrig wirken getrocknete Wedel als Unterlagen bei der Lagerung von Obst und Gemüse.

„In der Homöopathie verwendet man Wurmfarne bei Sehschwäche und Schädigung der Sehnerven.“ aus Lexikon der Arzneipflanzen und Drogen (2005)

Selbst einige Mythen ranken sich um das Farnkraut, wie etwa dass es bei Vollmond unsichtbar machen kann, oder es vertreibe das „Schlechte“ im Menschen. Diverse Kräuterbücher des 16.ten Jahrhunderts beschreiben diesen Aberglauben sehr ausführlich.

1.2.3. Vorkommen und Ökologie

Wurmfarne kommen vor allem auf feuchten, humus- und nährstoffreichen Böden, in schattigen Wäldern, in Gebüsch und an steinigen Abhängen vor, von der Ebene bis hin in montane und subalpine Regionen aufsteigend. Man findet sie in Zentral- und Mitteleuropa, den Gebirgslagen in Südeuropa, Asien und Nordamerika.

Die Verbreitung durch Sporen erfolgt überwiegend durch Wind, seltener durch Tiere, etwa durch Ameisenverbreitung wird in der Literatur diskutiert (Schneller, 1974, Untersuchungen an einheimischen Farnen, insbesondere der *Dryopteris filix-mas* Gruppe 3.Teil Ökologie; siehe Literaturliste).

Es werden ca. 100 Millionen Sporen pro Jahr und Pflanze erzeugt. Die Sporenreife beginnt Ende Juni und endet im September. Die große Sporenanzahl lässt darauf schließen, dass große Verluste hingenommen werden müssen. Die größten Sporenverlustfaktoren sind im wesentlichen Fraßfeinde wie Insektenlarven, aber zum überwiegenden Teil wird der Sporenverlust durch ungünstige Unterlagen verursacht. Die Prothallien

benötigen altes, fauliges Holz als Standorte. Einschränkende Faktoren stellen Frosteinwirkung und Austrocknungsgefahr dar. Nicht jeder Gametophyt schafft es zum Sporophyten.

1.2.4. Die systematische Einteilung

(aus Fischer, Adler, Oswald siehe Literaturliste)

Überabteilung der Gefäßpflanzen (Tracheophyta, Cormophyta)

Abteilung Gefäßsporenpflanzen (Pteridophyta)

Unterabteilung Bärlapppflanzen (Lycophytina)

Klasse Bärlappähnliche (Lycopsida)

Ordnung Bärlappartige (Lycopdiales)

Familie Bärlappgewächse (Lycopodiaceae)

Ordnung Moosfarnartige (Selaginellales)

Familie Moosfarngewächse (Selaginellaceae)

Ordnung Brachsenkrautartige (Isoetales)

Familie Brachsenkrautgewächse (Isoetaceae)

Unterabteilung Schachtelhalmpflanzen (Sphenophytina)

Klasse Schachtelhalmähnliche (Sphenopsida)

Ordnung Schachtelhartartige (Equisetales)

Familie Schachtelhalmgewächse (Equisetaceae)

Unterabteilung Farnpflanzen (Pteridophytina, Polypodiophytina)

Klasse Natternzungenähnliche (Ophioglossopsida)

Ordnung Natternzungenartige (Ophioglossales)

Familie Natternzungengewächse (Ophioglossaceae)

Klasse Tüpfelfarnähnliche, Eigentliche Farne (Polypodiopsida)

Ordnung Tüpfelfarnartige (Polypodiales)

Familie Venusfarngewächse (Adiantaceae)

Familie Wasserhornfarngewächse (Parkeriaceae)

Familie Adlerfarngewächse (Dennstaedtiaceae)

Familie Sumpffarngewächse (Thelypteridaceae)

Familie Streifenfarngewächse (Aspleniaceae)

Familie Wurmfarngewächse (Dryopteridaceae)

Familie Rippenfarngewächse (Blechnaceae)

Familie Tüpfelfarngewächse (Polypodiaceae)

Klasse Kleefarnähnliche (Marsileopsida)
 Ordnung Kleefarnartige (Marsileales)
 Familie Kleefarngewächse (Marsileaceae)
 Klasse Schwimmfarnähnliche (Salviniopsida)
 Ordnung Schwimmfarnartige (Salviniales)
 Familie Schwimmfarngewächse (Salviniaceae)
 Familie Algenfarngewächse (Azollaceae)

Familie Wurmfarngewächse (Dryopteridaceae)

Gattung Frauenfarn	Arthyrium
Gattung Blasenfarn	Cystopteris
Gattung Eichenfarn	Gymnocarpium
Gattung Wimperfarn	Woodsia
Gattung Straußenfarn	Matteuccia
Gattung Schildfarn	Polystichum
Gattung Wurmfarne	Dryopteris

Gattung Wurmfarne, Dornfarn, Nierenfarn (Dryopteris)

Art Dryopteris affinis (D. borrieri) – Dichtschuppiger Wurmfarne
 Art Dryopteris carthusiana (D. spinulosa) – Dornspitziger Wurmfarne
 Art Dryopteris dilatata (D. austriaca) – Breitblättriger Wurmfarne
 Art Dryopteris expansa (D. assimilis) – Gebirgswurmfarne
 Art Dryopteris filix mas – Echter Wurmfarne
 Art Dryopteris remota – Entferntfiedriger Wurmfarne
 Art Dryopteris villarii (D. rigida) – Starrer Wurmfarne

2. Fragestellung

2.1. Bisheriger Stand der Wissenschaft

Die meisten Beiträge bezüglich Farnsystematik stammen aus dem vorletzten und letzten Jahrhundert. Die erste wissenschaftliche Klassifizierung geht auf Carl von Linné im 18.ten Jahrhundert zurück. Im Laufe dieser langen Zeit haben viele Botaniker und Wissenschaftler versucht die Familie der *Dryopteridaceae* taxonomisch zu erfassen. Dies hat zu einer Vielzahl an Synonymen geführt, wie das Beispiel der Gattung *Dryopteris* sehr anschaulich zeigt:

LINNÉ	POLYPODIUM	1753
ROTH	POLYSTICHUM	1799
RICHARD	NEPHRODIUM	1801
SWARTZ	ASPIDIUM	1803
BORY	LASTREA	1824
NEWMAN	LOPHODIUM	1851

Später flossen dann auch Erkenntnisse aus den Bereichen Biochemie, Chemie, Genetik und Mikroskopie in die taxonomischen Betrachtungen mit ein. Viele neue Ergebnisse haben zytologische, ökologische, chemische und statistische Methoden geliefert.

Nach heutigem Wissensstand kann man sagen, dass es falsche Einteilungen nicht nur innerhalb einer Gattung gab, sondern dass auch irrtümlich Zuteilungen zu fremden Familien innerhalb der Ordnung stattfanden.

Der Name *Dryopteris* geht auf ADANSON (1763) zurück. Heute gilt dieser Name für die Gattung als Nomen conservandum.

Aber bis heute beruhen die vorhandenen Bestimmungsschlüssel der Farne auf makroskopischen Erkennungszeichen, wie die Form der Sori und des Indusiums oder Farben welche allerdings subjektiv bewertet schon auf gewisse Probleme stoßen lassen. Oft sind Merkmale die nur an Frischpflanzen zu sehen sind daher ungeeignet zur Bestimmung von herbarisiertem Material.

„....Die Unterschiede lassen sich jedoch auch der pteridologischen Literatur, wie zum Beispiel KRAMER & al. 1995 – aufgrund der traditionellen Chaosmethodik vieler Taxonomen, die grundsätzlich unvergleichlich unvergleichliche (!) Beschreibungen liefern – kaum entnehmen“ (aus Fischer, Adler, Oswald siehe Literaturliste)

Diese Aussage macht die unbefriedigende Situation bei der Verwendung der verfügbaren Literatur zur Bestimmung der Farne wohl sehr deutlich und zeigt den dringenden Handlungsbedarf.

2.2. Ziele

Gegenstand meiner Untersuchungen war eine in Niederösterreich auf der Ebenwaldhöhe im August 2006 gesammelte Farnart, von der vermutet wurde zur Gattung *Dryopteris* zu gehören. Diese galt es fortan zu bestimmen.

Im Rahmen dieser Arbeit sollen nun nicht nur morphologische Merkmale besser erarbeitet werden, sondern auch eine umfassende Betrachtung der anatomischen Kennzeichen aufgezeigt werden.

Mithilfe des Lichtmikroskops und des Elektronenmikroskops erarbeitete ich morphologische-anatomische Erkennungszeichen und startete einen Versuch einer morphometrischen Vermessung zur Untersuchung der Fiederblattgestalt. Die gewonnenen Daten wurden statistisch ausgewertet.

3. Methoden

3.1. Material

Erstmalig gesammelt wurde Untersuchungsmaterial auf der Ebenwaldhöhe in Niederösterreich am 30. August 2006. Es wurden drei verschiedene Farnarten gesammelt, hauptsächlich *Dryopteris filix mas* und eine weitere *Dryopteris*-Art, die im Rahmen dieser Diplomarbeit genauer untersucht und bestimmt wurde. Sowie eine dritte Art, die sich später als *Arthyrium distentifolium* herausstellte, wurde von Kollegin Birgit Schnattinger behandelt. Ein Großteil des Pflanzenmaterials wurde luftgetrocknet und ein kleinerer Anteil wurde herbarisiert.

Zu einem späteren Zeitpunkt wurden noch einmal im Zuge einer Exkursion nach Puchberg am Schneeberg am 18. Juni 2007 diverse Farne gesammelt und zum überwiegenden Anteil herbarisiert.

3.2. Das Lichtmikroskop

Gearbeitet wurde mit einem NIKON Durchlichtmikroskop, ausgestattet mit einem Okular mit 10-facher Vergrößerung, verschiedenen Objektiven mit 2-facher, 4-facher, 10-facher, 20-facher, 40-facher, und 60-facher Vergrößerung. Dokumentiert wurde mit einer NIKON Digitalkamera bzw. mit SAMSUNG DIGIMAX V50.

Die Präparate wurden mit 60%iger Chloralhydrat-Lösung aufgekocht und aufgehellert. Dauerpräparate wurden mit Glyceringelatine hergestellt.

3.3. Das Rasterelektronenmikroskop

Bei der Herstellung der Aufnahmen im REM wurde an einem PHILIPS XL-30 ESEM (Environmental Scanning Electron Microscope) im Hivac Modus gearbeitet. Die genauen Einstellungen waren Spannung 15kV, Spot 5.0, Detektor SE und eine Vergrößerung von 20 bis 2000-fach.

Getrocknetes Untersuchungsmaterial wurde auf kleinen Probentischchen aus Aluminium auf eine elektrisch leitende, selbstklebende Folie aufgebracht und anschließend in einem SPUTTERCOATER EDWARDS SCANCOAT SIX mit Gold besputtet. Bei einer Spannung von 1.5kV, Stromstärke 20mA, Druck 0,1Torr und der Dauer von ca. 1 bis 1,5 Minuten wurden die Proben behandelt. Dokumentiert wurde mit der Produktsoftware Photoscan und die gewonnenen Aufnahmen als tiff-Bilder gespeichert.

3.4. Vermessungen

3.4.1. Messungen im LM

Das Abmessen diverser Längen von Haaren, Stomata und Sporen erfolgte im Durchlichtmikroskop in der entsprechenden Vergrößerung mithilfe eines Nikon Messokulares, welches mittels eines Objektive-Mikrometers geeicht werden musste.

Weiters wurden Messungen unter Zuhilfenahme eines NIKON Zeichentubus durchgeführt. Es konnten nicht nur maßstabgetreue anatomische Zeichnungen angefertigt werden, sondern auch Fiederblätter zur Formbestimmung und Vermessung in einem realen Verhältnis übertragen werden.

3.4.2. Messungen im REM

Die Benutzersoftware von PHILIPS XL-30 ESEM ermöglichte eine präzise Längenmessung in alle Richtungen in der Ebene x-y. Vermessen wurden diverse Haare, Stomata und Sporen. Der große Vorteil dieser Methode gegenüber dem Lichtmikroskop ist die hohe Auflösung und Tiefenschärfe, sowie die exakte Abbildung der Oberflächenstruktur und die computergestützte Möglichkeit Bilder samt Vermessungsstrecken zu dokumentieren.

3.5. Vektorbestimmung

Um die Form der Fiederblätter computermäßig zu erfassen, wurden an ausgesuchten Stellen Fiederchen herauspräpariert und die exakte Umrissform mittels eines NIKON Zeichentubus auf Papier übertragen. Durch Vergrößern und abermaliges Übertragen auf Transparentpapier und Wiederverkleinern, konnten die Fiederformen schließlich mit einem Flachbettscanner in den Computer eingelesen werden. Dann wurden mit Windows Photoshop diverse Korrekturen vorgenommen und das Dateiformat und die Dateigrößen auf die Anforderungen des Atari-Programmes abgestimmt.

Mit dem vom Dr. Saukel und Dr. Wlach entwickelten Programmes DET MORPH wurden die so bearbeiteten Umrisse eingelesen. Dabei stellten vor allem die zahlreichen Überschneidungen der Blattränder eine besondere Herausforderung und Schwierigkeit dar. Diese überwunden konnten die eingescannten Bilder schließlich in Vektoren umgewandelt werden. Beim Vektorisieren wird das reale, vergrößerte Bild als Vektor dargestellt, weil der Computer die einzelnen Umrisspunkte nur als einzelne Vektoren erkennen kann. Später können dann Umrisslänge, Flächen, Winkel usw. errechnet werden und so weitere 124 verschiedene Merkmale ermittelt werden. Diese wurden in Kapitel 7 statistisch ausgewertet.

4. Morphologie

4.1. Allgemeines

4.1.1. Generationswechsel, Gametophyt

Die Gefäßsporenpflanzen sind meist ausdauernde, krautige Pflanzen, die durch Sporen verbreitet werden und dafür ganz typisch einen Generationswechsel vollziehen. Aus den Sporen keimt innerhalb weniger Wochen der Gametophyt, die haploide, sexuelle Generation. Dieser Vorkeim, auch Prothallium genannt, ist klein, thallös, herzförmig und eher unscheinbar. Die Prothallien tragen die männlichen und weiblichen Geschlechtsorgane, die Antheridien und Archegonien, und an der Basis sitzen Rhizoide, die der Befestigung am Untergrund dienen. Die Befruchtung der Eizelle kann ausschließlich im Wasser durch Benetzung mit Tautropfen oder Regen erfolgen. Aus der Zygote entwickeln sich der Embryo und später der Sporophyt.

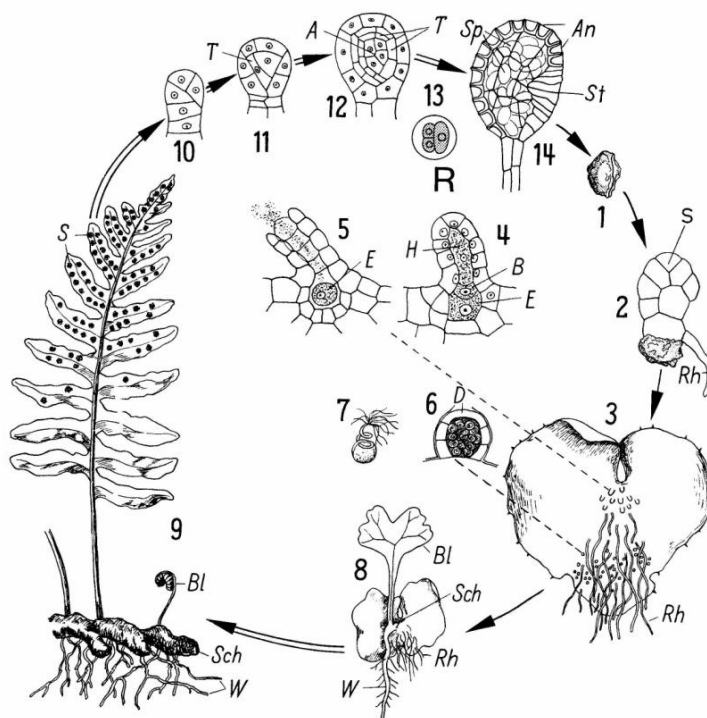


Abbildung 1
Generationswechsel (Bild aus Weberling, Schwantes)

4.1.2. Aufbau des Sporophyten

Der Sporophyt ist eine selbständige, grüne Pflanze mit Wurzeln, Spross und Blättern. Er ist nicht von der Versorgung durch den Gametophyten abhängig. Aus dem Sporophyten wächst dann die eigentliche Farnpflanze heran. An den Wedeln entwickeln sich Sporangien, die die Sporen in sich tragen und nach der Sporenreife freisetzen. Die sporentragenden Blätter heißen Sporophylle, hingegen Blätter welche nur der Assimilation dienen, nennt man Trophophylle.

4.1.3. Sori, Sporangien und Indusium

Die Sporangien stehen meist gruppenweise zu Sori (Singular = Sorus, griechisch Anhäufung) vereinigt an der Blattunterseite, meistens über einem Nerv auf einer Gewebewucherung, auch Placenta genannt. Die Sporenträger bestehen aus einer dreischneidigen Scheitelzelle, einer Stielanlage und einer Kapselanlage. Das Sporangium entwickelt sich aus sporogenem Gewebe, dem Archespor. Die Zellen des Archespor runden sich ab und werden zu meist 16 Sporenmutterzellen. Durch Meiose entstehen aus jeder dieser Sporenmutterzellen vier haploide Meiosporen. Das sporogene Gewebe ist oft von einer Nährschicht umgeben, dem Tapetum.

Die Sori werden von einem dünnen Häutchen bedeckt, dem Schleier oder Indusium. Dessen Form oder ferner das Fehlen stellt ein wesentliches Merkmal bei der Artbestimmung dar. Die Sporenanlagen verfärben sich von Mai bis August von hellgrün bis braun-rot. Im Spätherbst findet dann die Sporenaussaat statt.



Abbildung 2
Reife Sori

Fiederblatt im frischen Zustand
betrachtet von der Blattunterseite
Sori von einem hellen Schleier bedeckt
Indusium leicht abgehoben trocken
Sporangien sind reif und braun
gefärbt



Abbildung 3
Unreife Sori

Fiederblatt im frischen Zustand
betrachtet von der Blattunterseite
Sori vollständig von Schleier umgeben
Indusium hellgrün, saftig
Sporangium unreif und hellgrün

4.1.4. Sporen

Die Sporenfreisetzung erfolgt durch einen besonderen Öffnungsmechanismus. Dabei wirken Kohäsions- bzw. Adhäsionskräfte zwischen den Wassermolekülen bzw. zwischen Wassermolekülen und Wandmolekülen. Während der Reifung des Sporangiums verlieren die Zellen Wasser. Die Wandspannung in den Anuluszellen steigt, die dünnwandigen Stomiumzellen reißen auf und das Sporangium klappt nach hinten auf. Ein Großteil der Sporen wird so freigesetzt. Durch nachfolgenden Lufteintritt in die Anuluszellen wird die Kohäsionskraft des Wassers unterdrückt. Das

geöffnete Sporangium nimmt wieder seine Ausgangslage ein, klappt rasch zurück und schließt sich dabei erneut. Dabei werden die restlichen Sporen aus der Sporenkapsel hinausgeschleudert und freigesetzt.

Das Öffnen und Schließen kann sich bei wechselnden Feuchtigkeitsverhältnissen mehrmals wiederholen.

4.2. Morphologische Untersuchungen

Zur Erstellung der morphologischen Merkmale wurde getrocknetes, herbarisiertes und frisches Pflanzenmaterial verwendet.

Bei der Gattung *Dryopteris* liegt ein zusammengesetztes Blatt vor, das heißt die Spreite oder Lamina besteht aus mehreren, getrennten Teilen. Diese selbständigen Spreitenteile bezeichnet man als Blättchen oder Fiedern. Der Blattstiel setzt sich in der Mittelrippe, Rachis oder auch Blattspindel fort. An der Blattspitze endet die Spreite im Endblättchen oder der Endfieder. Bei einem Fiederblatt unterscheidet man Ordnungen. Dabei ist die Hauptfieder die Fieder 1.ter Ordnung. Je nach Zerteilungsgrad sind die Fiederchen 2.ter, 3.ter und 4.ter Ordnung.

Nach ersten morphologischen Untersuchungen zeigt sich eine Tendenz, dass es sich bei dem zu bestimmenden Pflanzenmaterial um die Wurmfarneart ***Dryopteris dilatata*** handeln könnte. Dieser Verdacht erhärtete sich immer mehr, je genauer die Merkmalserfassung voranschritt.

4.2.1. Ergebnisübersicht der untersuchten Dryopteris-Art

	Erhobene Merkmale
Wedel	3-fach gefiedert
	3-eckig bis eilanzettlich
Rachis	mit oberseitiger Rinne
	dicht mit Spreuhaaren besetzt
Fiedern	2fach gefiedert
	unterste Hauptfieder asymmetrisch
Fieder-Rachis	mit oberseitiger Rinne
	behaart, vor allem an der Basis
Fiederchen	1fach gefiedert bis fiederschnittig
Blattrand	leicht revolut, zurückgerollt
	stachelspitzig bis gekerbt
Nervatur	fiedernervig, Adern vor Blattrand endend
Sori	rund, entlang der Nervatur
Indusium	rund bis nierenförmig, bleibend
Sporangien	ragen über Indusiumrand hinaus
Spreuhaare	dicht am Stiel, 2-färbig

Tabelle 1

4.2.2. Morphologische Merkmale im Detail

Das Blatt

Die Wedel von *Dryopteris dilatata* sind im Umriss eiförmig-länglich bis dreieckig, am Grunde 3 – 4-fach gefiedert, lang zugespitzt und dunkelgrün. Die Blätter stehen in einer Rosette und werden bis zu 150 cm hoch und bis zu 40 cm breit und sind bogig und schlaff überhängend. Die unterste Hauptfieder ist im Umriss asymmetrisch im Aufbau. Die basiskopen, zum Blattgrund gerichteten Fiederchen sind viel länger als die akroskopen, zur Blattspitze zeigenden, aber deutlich kürzer als die gesamte Hauptfieder. Die

Hauptfiedern stehen meist in der Blattspreitenebene. Die Fiederchen sind länglich-eiförmig bis lanzettlich, kurz gestielt. Die letzten Abschnitte sind stachelspitzig gezähnt und am Rand nach unten eingerollt, also revolut.

Der Blattstiel

Der Stiel ist rund, mit einer oberseitigen Rinne und hat einen Durchmesser von bis zu 5 mm. Er ist meist halb so lang oder nur so lang wie die Spreite und ist am Grund sehr dicht mit häutigen Spreuhaaren besetzt.

Die Sori und das Indusium

Die Sori befinden sich abaxial, auf der Blattunterseite, haben einen Durchmesser von 0,5 – 1 mm, stehen meist zweireihig an der Nervatur. Ein Sorus wird von einem dünnen runden bis nierenförmigen Schleier bedeckt, dieser ist bleibend und auch nach der Sporenreife vorhanden.

Die Spreuhaare

Die zweifärbigen Spreuhaare werden bis zu 20mm lang und sind eiförmig bis lanzettlich geformt und spitz zulaufend. Die Färbung ist am Rand hellbraun mit einem bis zur Spitze durchgehenden dunkelbraunen Mittelstreifen. Die Spreuhaare sind sehr dünnhäutig und stark glänzend.



Abbildung 4
Spreuhaar

Bild eines Spreuhaares
Länge ca. 7mm
Lichtmikroskop bei 10-facher
Vergrößerung



Abbildung 5
Spreuhaar

Bild eines Spreuhaares
Länge ca. 5mm
Lichtmikroskop bei 10-facher
Vergrößerung

Die Nervatur

Die Nervatur ist fiedernervig, endet kurz vor dem Blattrand. Schon mit freiem Auge noch besser mit der Stereolupe lässt sich auf der Blattoberseite erkennen, dass die Nervenenden sich am Ende verbreitern und silbrig glänzen (Hydathoden werden genauer im Anatomieteil behandelt). Die Blattrachis ist mäßig hervortretend. An der Nervatur stehen die Sori mit Indusium.

Fundortliste der verwendeten Herbarbelege

Herbarbeleg	Fundort	Datum
Dry3 A	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 B	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 C	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 D	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 E	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 F	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
E 2	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
E 3	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
E5	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
S07-01	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-02	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-03	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-04	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-05	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-06	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-07	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-08	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-09	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-10	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-11	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-12	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-13	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-14	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-15	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-16	Schneeberg	18.Juni 2007

Tabelle 2

4.2.3. Bildnachweis der verwendeten Herbarbelege



Dry3 A

Fundort

Ebenwaldhöhe

Aug. 2006

Abbildung 6

Dry 3A



Dry3 B

Fundort Ebenwaldhöhe

Aug. 2006

Abbildung 7
Dry3B



Dry3 C

Fundort Ebenwaldhöhe

Aug. 2006

Abbildung 8
Dry 3C



Abbildung 9
Dry 3 D

Dry3 D

Fundort Ebenwaldhöhe

Aug. 2006



Dry3 E
Fundort
Ebenwaldhöhe
Aug. 2006

Abbildung 10
Dry3 E



Dry3 F
Fundort
Ebenwaldhöhe
Aug. 2006

Abbildung 11
Dry3 F



Abbildung 12

E 2

E 2

Fundort Ebenwaldhöhe

Aug. 2006



E 3

Fundort Ebenwaldhöhe

Aug. 2006

Abbildung 13

E 3



E 5

Fundort Ebenwaldhöhe

Aug. 2006

Abbildung 14
E5



S07-01

Fundort Schneeberg

Juni 2007

Abbildung 15
S07-01



S07-02

Fundort Schneeberg

Juni 2007

Abbildung 16
S07-02



Abbildung 17
S07-03

S07-03

Fundort Schneeberg

Juni 2007



S07-04

Fundort

Schneeberg

Juni 2007

Abbildung 18

S07-04



S07-05

Fundort Schneeberg

Juni 2007

Abbildung 19
S07-05



S07-06

Fundort

Schneeberg

Juni 2007

Abbildung 20
S07-06



S07-07

Fundort

Schneeberg

Juni 2007

Abbildung 21
S07-07



S07-08

Fundort

Schneeberg

Juni 2007

Abbildung 22
S07-08



S07-09
Fundort
Schneeberg
Juni 2007

Abbildung 23
S07-09



S07-10

Fundort

Schneeberg

Juni 2007

Abbildung 24
S07-10



S07-11
Fundort
Schneeberg
Juni 2007

Abbildung 25
S07-11



S07-12

Fundort

Schneeberg

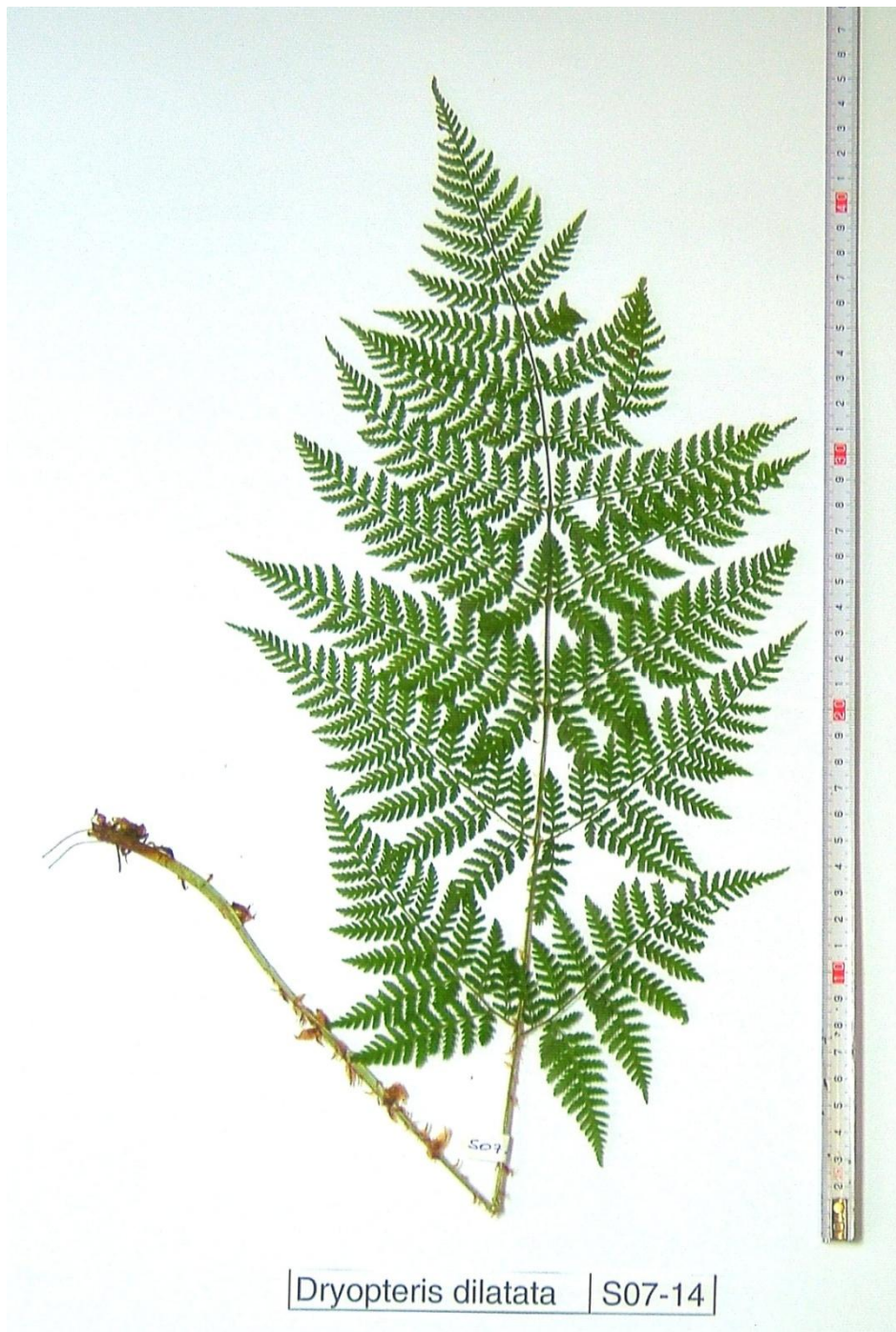
Juni 2007

Abbildung 26
S07-12



S07-13
Fundort
Schneeberg
Juni 2007

Abbildung 27
S07-13



S07-14

Fundort

Schneeberg

Juni 2007

Abbildung 28
S07-14



S07-15
Fundort
Schneeberg
Juni 2007

Abbildung 29
S07-15



S07-16
Fundort
Schneeberg
Juni 2007

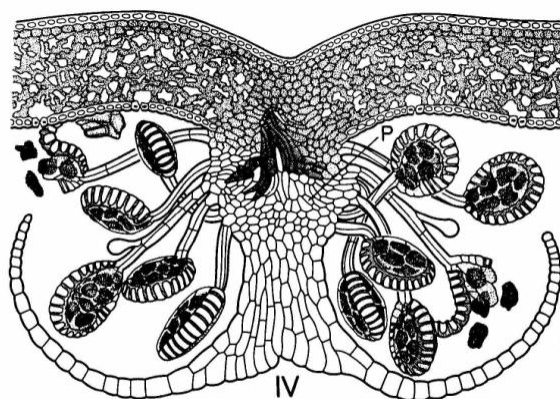
Abbildung 30
S07-16

5. Anatomie

5.1. Allgemeines über Dryopteris

Die Blätter sind denen der Samenpflanzen ähnlich. Sie besitzen eine Cuticula und Stomata, wesentlicher Unterschied aber ist, dass die Epidermiszellen meist Chloroplasten beinhalten. Die Leitbündel sind wohldifferenziert. Das Xylem besteht aus Tracheiden, vorherrschend sind konzentrische Leitbündel mit Innenxylem. Die Zellwände sind können mit Lignin verstärkt sein, allerdings gibt es kein sekundäres Dickenwachstum. Die Blattnervatur ist fiederförmig und mehrfach verzweigt. Die Nervenenden verbreitern sich hin zum Blattrand. An den Nerven stehen die Sporangien zu Sori vereinigt.

Die Sporangien gehen aus der Epidermis hervor und sie stehen mit Leitbündeln in Verbindung über ein Gewebe, das als Placenta bezeichnet wird. Bei Dryopteris entstehen die Sporangien aus einer einzigen Epidermiszelle. Das erklärt warum die reife Sporangienwand nur einschichtig ist, man spricht daher von Leptosporangiaten. Im Gegensatz dazu besitzen die Eusporangiaten mehrschichtige Sporangienwände.

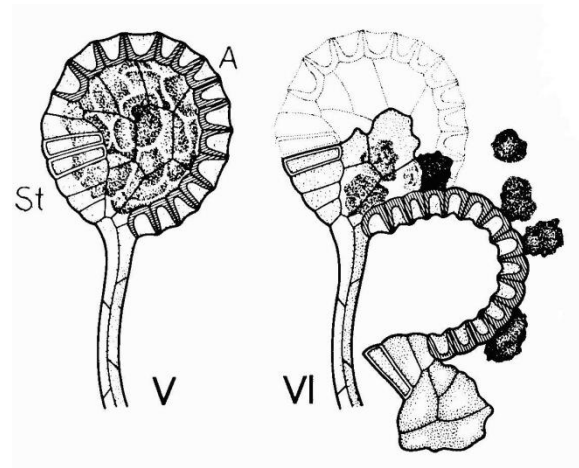


Blattquerschnitt durch einen
Sorus
Placentasockel mit Sporangien
Indusium bedeckt die
Sporangien

Abbildung 31

Blattquerschnitt (aus Weberling, Schwantes)

Am Sporangium verläuft außen ein Ring von Wandzellen mit u-förmig verdickten Innenwänden, der sogenannte Anulus. Entlang von einer Art Sollbruchstelle, zwischen unverdickten Zellen, den sogenannten Stomiumzellen öffnet sich die Sporenkapsel.



Sporangium mit Stomiumzellen und dickwandigen Anuluszellen

Links ungeöffneter Zustand

Rechts geöffneter Zustand

Abbildung 32

Sporangium (aus Weberling, Schwantes)

Die Sporen sind einzellig, meist orange bis bräunlich. Die Wand besteht aus mehreren Schichten. Sie ist gegliedert in das innere, zarte Endospor, das sich bei der Sporenkeimung ausdehnen kann, und in das äußere, widerstandsfähige Exospor, das bei der Keimung aufgesprengt wird. Als Rückstand des nährenden Tapetums ist dem Exospor noch eine Schicht, das sogenannte Perispor aufgelagert. Diese dünne und artspezifische Schicht wird auch als Perine bezeichnet.

Man unterscheidet zwei Typen von Sporenformen, monolet und trilete Sporen. Bei den Wurmfarngewächsen sind die Sporen monolet, länglich und bilateral. Alle Sporen sind annähernd gleich ausgebildet, das heißt es gibt nur eine Art von Sporen. Sie sind isospor und aus ihnen entwickeln sich zwittrige Gametophyten. Unterscheiden sich die Sporen, so werden sie heterospor genannt. Es werden männliche Mikrosporen und weibliche Megasporen erzeugt, aus denen getrenntgeschlechtliche Prothallien hervorgehen.

Die Blätter tragen diverse Anhangsgebilde wie Drüsenhaare und Gliederhaare, aber auch Emergenzen wie Spreuhaare und Indusien über den Sori.

5.2. Genaue Betrachtungen mit LM und ESEM in Hivac

5.2.1. Fiederblatt

Die Epidermiszellen sind stark wellig, sowohl an der Oberseite als auch auf der Unterseite. In der Epidermis sind Chloroplasten enthalten. Auf der Blattunterseite befinden sich die Spaltöffnungen mit jeweils 3-4 Nebenzellen. Die Stomata liegen plan mit den Epidermiszellen und sind nicht in die Epidermis eingesenkt. Entlang der Nervatur sind die Zellen etwas langgestreckter aber auch noch wellig. Im Blattquerschnitt lässt sich keine eindeutige Unterteilung des Mesophylls erkennen. Man kann keine Palisadenzellen ausmachen, vielmehr besteht das Blattinnere fast zur Gänze aus lockerem Schwammgewebe. Lediglich an der Blattoberseite stehen die Zellen etwas dichter beisammen. Das Blatt enthält keine Kristalle.

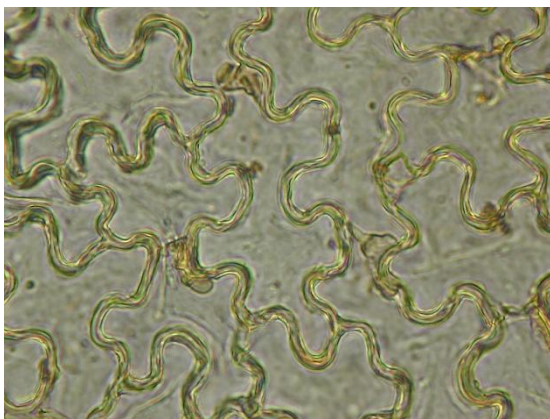


Abbildung 33
Blattoberseite

Epidermiszellen an der Blattoberseite
Lichtmikroskop
mit 400-facher Vergrößerung

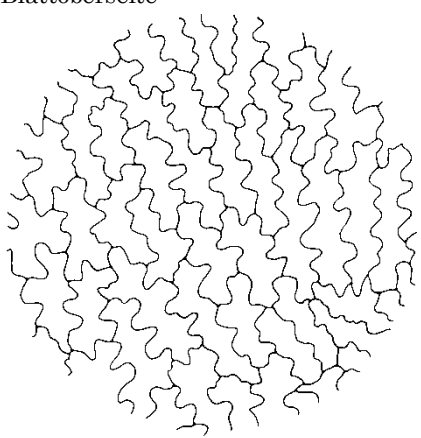


Abbildung 34
Blattoberseite

Anatomische Zeichnung der
Blattoberseite
bei 400-facher Vergrößerung

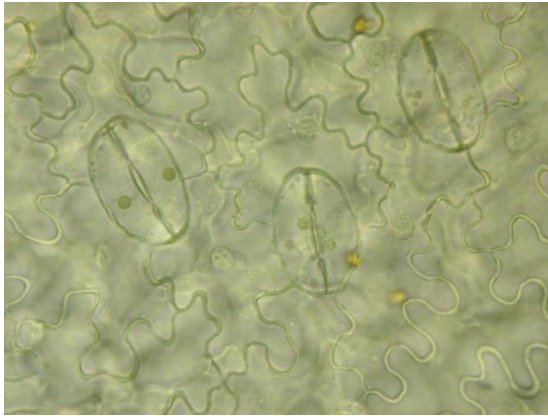


Abbildung 35
Blattunterseite

Epidermiszellen an der
Blattunterseite
Spaltöffnungen
Lichtmikroskop
mit 400-facher Vergrößerung

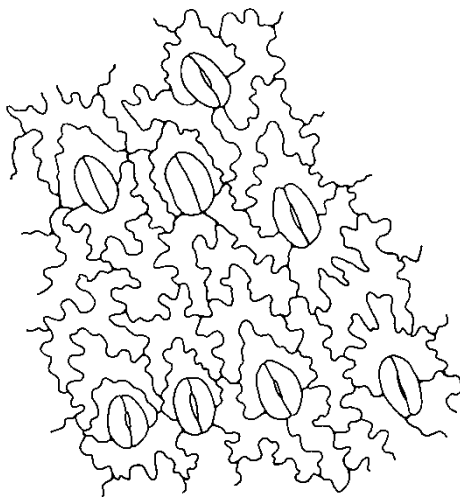


Abbildung 36
Blattunterseite

Anatomische Zeichnung der
Blattunterseite mit Spaltöffnungen
bei 400-facher Vergrößerung

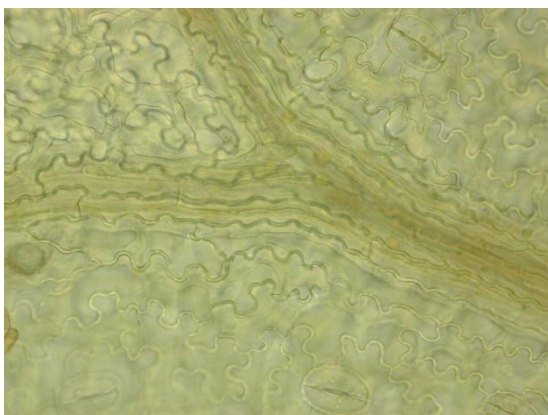
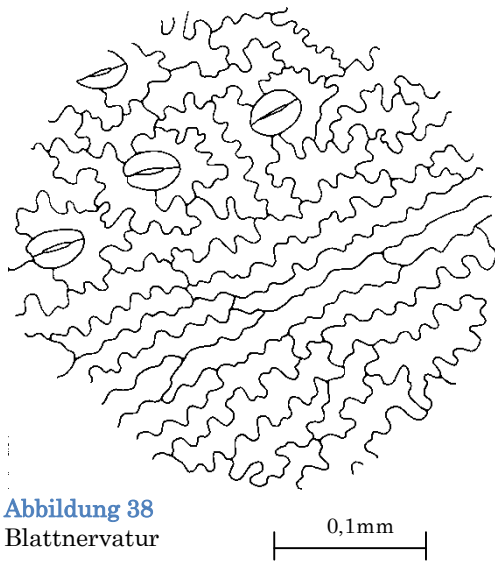


Abbildung 37
Blattunterseite

Epidermiszellen an der
Blattunterseite
Nervatur langgestreckte, wellige
Zellen
Lichtmikroskop
mit 200-facher Vergrößerung



Anatomische Zeichnung der
Blattunterseite entlang der Nervatur
bei 400-facher Vergrößerung

Blattrandzellen

Die Blattrandzellen sind langgestreckt und leicht blasig aufgetrieben, was vor allem an den Blattspitzen imposant zu sehen ist. Der Blattrand ist unbehaart.



Abbildung 39
Blattspitze

Blattspitze
Zellen blasig aufgetrieben
Lichtmikroskop
bei 200-facher Vergrößerung

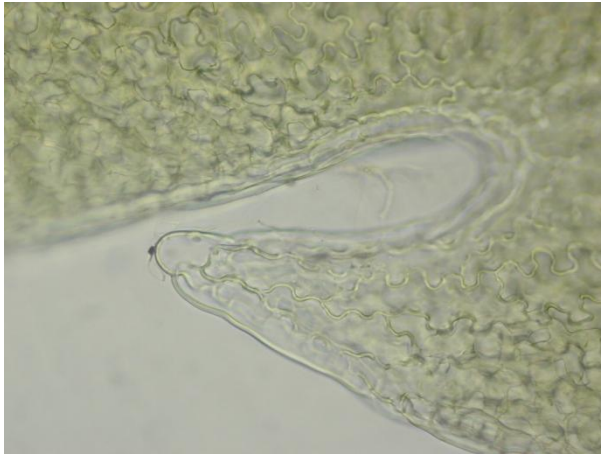


Abbildung 40
Blattrand

Blattrand
mit langgestreckten, welligen
Zellen
Zellen blasig aufgetrieben
Lichtmikroskop
bei 200-facher Vergrößerung

5.2.2. Nervatur

Gefäßbündel

Im Querschnitt der Fiederrachis sind zwei hadrozentrische Gefäßbündel zu erkennen. Das im Inneren liegende Xylem wird vom Phloem umschlossen. Das Xylem hat eine besondere Form, nämlich hippocampusartig mit zwei hackenförmigen Enden, umgeben von einer Schichte Phloem. In der Literatur ist diese Form als Onoclea-Aspidium-Form beschrieben. (siehe Literaturliste aus OGURA, 1972, Comparative anatomy of vegetative organs of the pteridophytes)

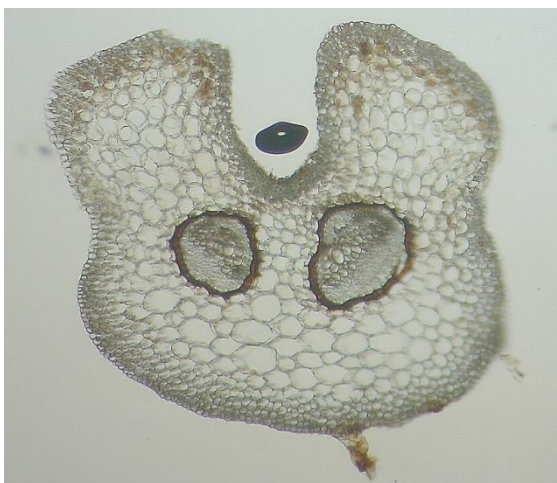
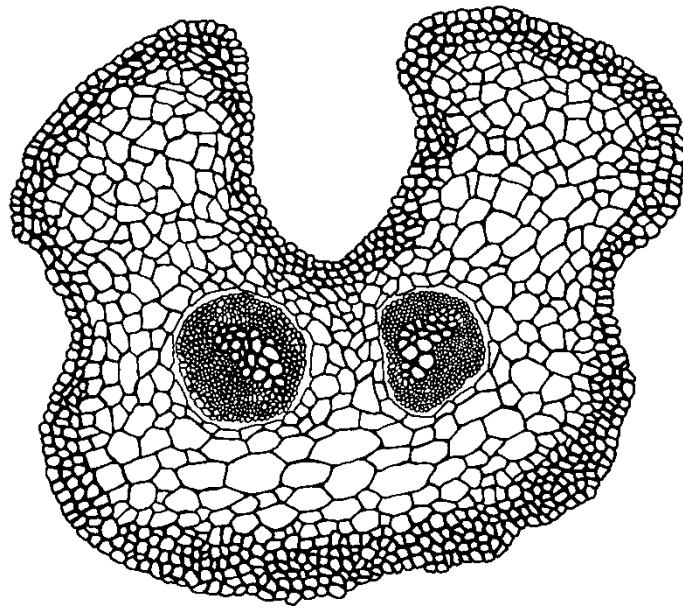


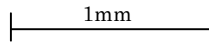
Abbildung 41
Fiederrachis

Querschnitt der Fiederrachis
zwei Gefäßbündel und oberseitige
Furche
Lichtmikroskop bei 20-facher
Vergrößerung

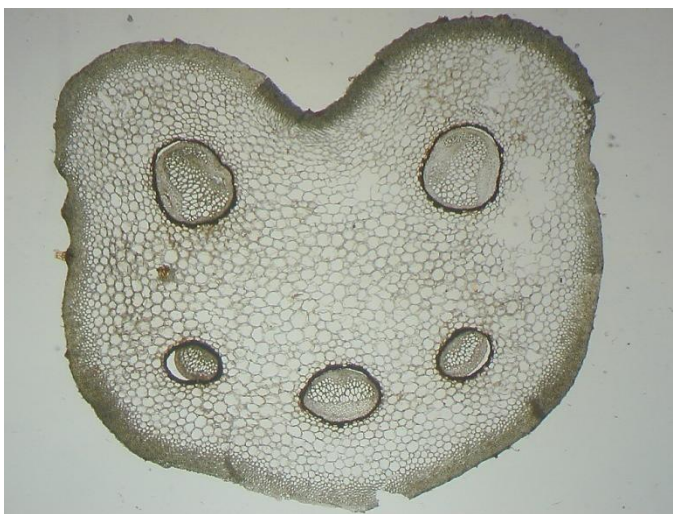


Anatomische Zeichnung
Fiederrachis im
Querschnitt
bei 20-facher
Vergrößerung

Abbildung 42
Fiederrachis Querschnitt



Die Wedelrachis zeigt im Querschnitt fünf Gefäßbündel, wovon die zwei adaxial liegenden deutlich größer und ausgeprägt hippocampusartig sind. Die drei anderen sind kleiner und hadrozentisch. Die Endodermis hat braune Einlagerungen.



Wedelrachis im Querschnitt
5 Gefäßbündel
Lichtmikroskop
mit 10-facher Vergrößerung

Abbildung 43
Wedelrachis Querschnitt



Abbildung 44
Gefäßbündel

Gefäßbündel hippocampusartig
Lichtmikroskop
mit 200-facher Vergrößerung

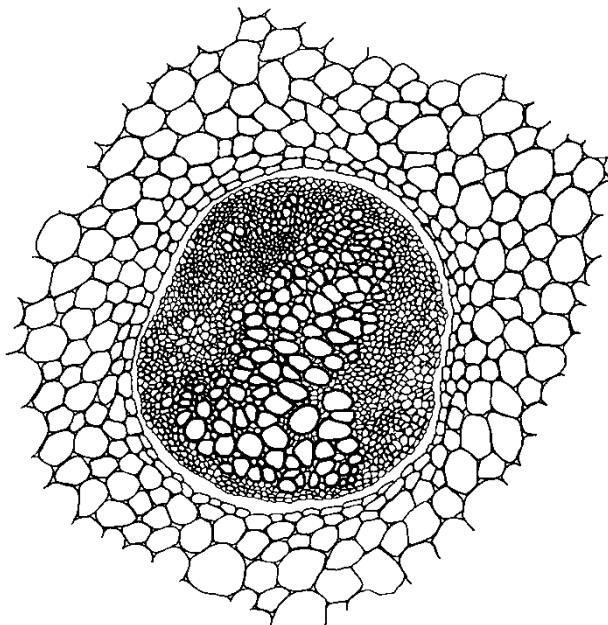


Abbildung 45
(Beschreibung)

0,5mm

Anatomische Detailzeichnung
eines der beiden größeren
Gefäßbündel im
Rachisquerschnitt
bei 100-facher Vergrößerung

5.2.3. Die Hydathoden

Als Hydathode bezeichnet man ein sich verbreiterndes Ende eines Gefäßes. Es dient vor allem der Wasser- und Salzsekretion, der Guttation. Sie sind an der Blattoberfläche nahe am Blattrand lokalisiert.

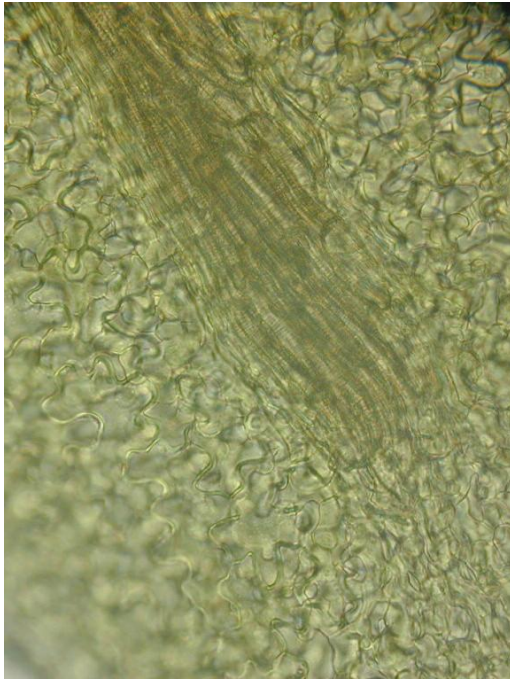


Abbildung 46
Hydathode

Hydathode

Gefäßbündel endet verbreitert
nahe am Blattrand zu finden
Lichtmikroskop
mit 200-facher Vergrößerung

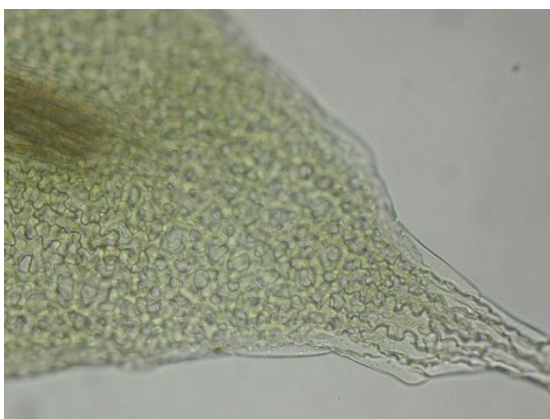


Abbildung 47
Hydathode

Hydathode

Gefäßbündel endet verbreitert
nahe am Blattrand zu finden
Lichtmikroskop
mit 100-facher Vergrößerung

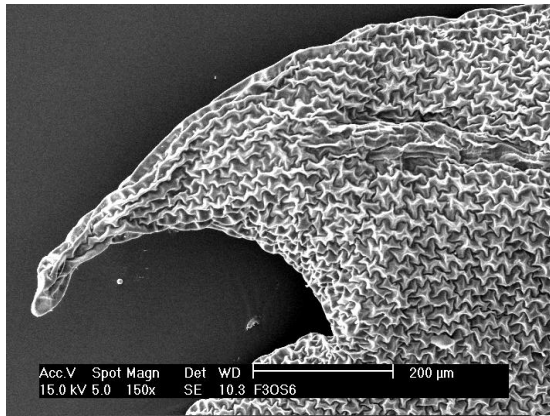


Abbildung 48
Hydathode

Hydathode

Gefäßbündel endet verbreitert
nahe am Blattrand zu finden

Rasterelektronenmikroskop
mit 150-facher Vergrößerung

5.2.4. Die Stomata

Die Spaltöffnungen sind ausschließlich an der Blattunterseite zu finden. Ein Stomium wird von 3-4 Nebenzellen umgeben, der Typ ist anomocytisch. Die Anordnung ist ziemlich dicht, oft teilen sich mehrere Stomata sogar gemeinsame Nebenzellen. Die Spaltöffnungen liegen plan mit der Epidermis und sind nicht eingesenkt. Man kann sagen, dass eine gewisse Regelmäßigkeit bei ihrer Ausrichtung vorliegt.

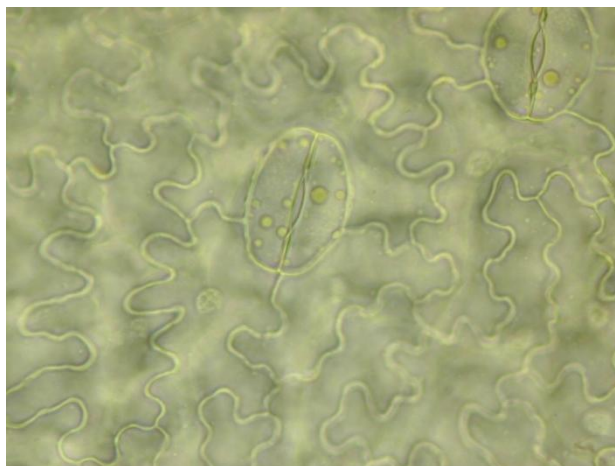


Abbildung 49
Spaltöffnung

Spaltöffnung

mit welligen Nebenzellen

Lichtmikroskop

mit 200-facher Vergrößerung

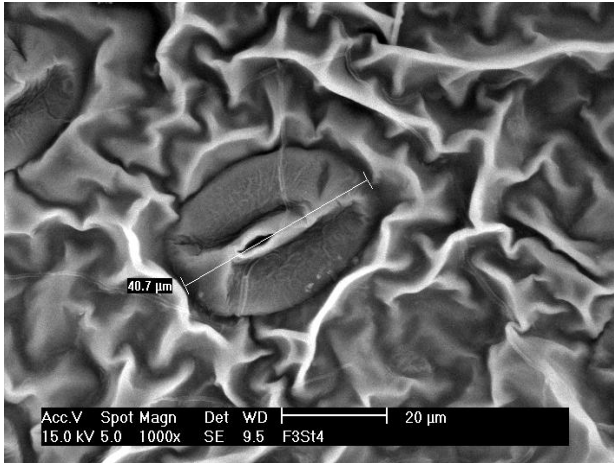


Abbildung 50
Spaltöffnung

Spaltöffnung
mit welligen Nebenzellen
Rasterelektronenmikroskop
mit 1000-facher Vergrößerung

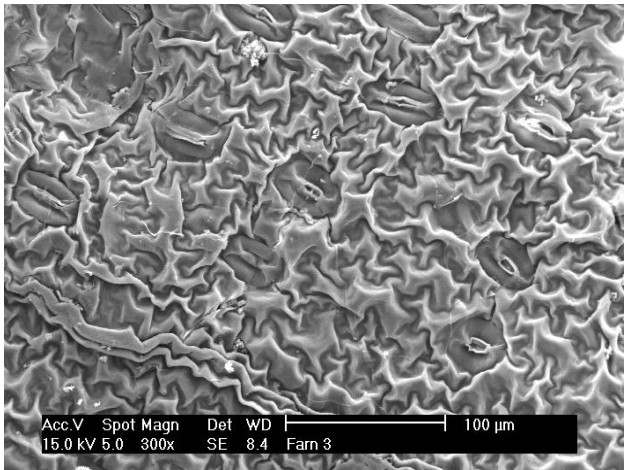


Abbildung 51
Spaltöffnung

Spaltöffnung
mit welligen Nebenzellen
Rasterelektronenmikroskop
mit 300-facher Vergrößerung

5.2.5. Diverse Indumente

Die Drüsenhaare

Die Drüsenhaare befinden sich nur an der Blattunterseite, entlang der Nervatur, sind einzellig und keulenförmig, diese Form bezeichnet man auch als clavate. Ihre mittlere Größe beträgt etwa 85 µm.



Abbildung 52
Drüsenhaare

Blattquerschnitt
keulenförmige Drüsenhaare
Lichtmikroskop
mit 100-facher Vergrößerung



Abbildung 53
Drüsenhaar

Drüsenhaar
einzellig, kollabiert
Rasterelektronenmikroskop
mit 700-facher Vergrößerung



Abbildung 54
Drüsenhaar

Drüsenhaar
Einzellig an der Nervatur
Lichtmikroskop
mit 100-facher Vergrößerung

Die Gliederhaare

Die Gliederhaare sind beidseits anzutreffen, gehäuft jedoch an der Blattunterseite, wobei die Basis am dichtesten besiedelt ist. Sie sind in überwiegender Zahl mehrzellreihig, vereinzelt einzellreihig. Meist ist die Basis einzellreihig, später mehrzellig um wieder einzellreihig auszulaufen. Die Endzelle ist meist blasig aufgetrieben und manchmal leicht gewarzt. Die Haare sind meist braun gefärbt und können über 1mm lang sein und sind somit bereits mit freiem Auge sichtbar.

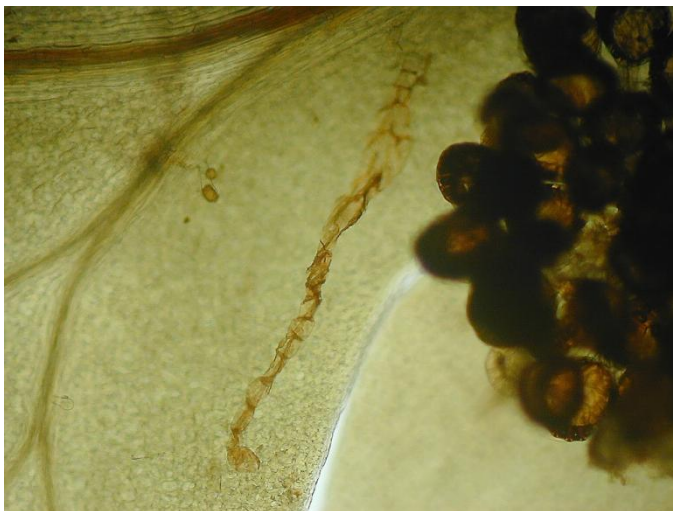


Abbildung 55
Gliederhaar

Gliederhaar
Lichtmikroskop
bei 100-facher Vergrößerung

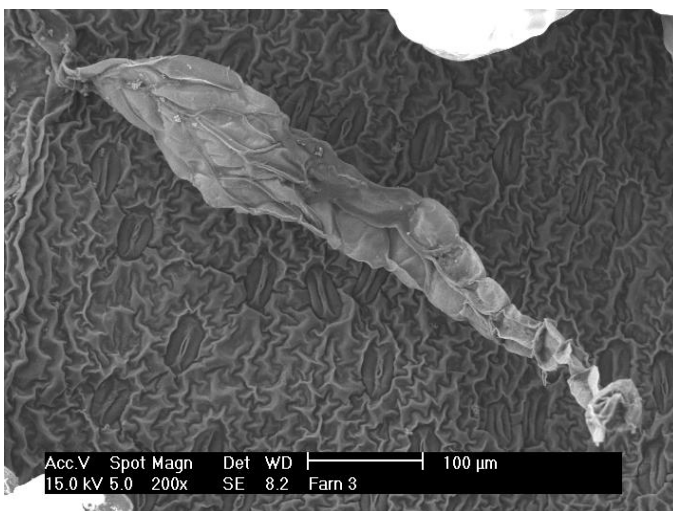


Abbildung 56
Gliederhaar

Gliederhaar
Rasterelektronenmikroskop
bei 200-facher Vergrößerung

Die Spreuschuppen

Die Spreuschuppen sind sowohl am Wedelstiel als auch auf den Fiederblättern zu finden. An der Wedelrachis können die Spreuschuppen eine Länge von bis zu 2,0 cm erreichen und sind besonders an der Basis ziemlich dicht angeordnet. Die Fiederrachis trägt ebenfalls Spreuschuppen, die aber wesentlich kleiner sind und nur bis zu 0,5 cm lang werden können. Diese Form von Epidermalanhängsel ist einschichtig, besteht aus langgestreckten, nicht welligen Zellen, hat einen schmalen Ansatzbereich, der sich eiförmig bis lanzettlich verbreitert und sich zur Spitze immer mehr verjüngt. Die Schuppen sind zweifärbig, hellbraun mit einem bis zur Spitze durchgängigen dunkelbraunen Streifen. Ihre Konsistenz ist dünnhäutig und stark glänzend.



Abbildung 57
Spreuschuppe

Spreuschuppe
Lichtmikroskop
bei 10-facher Vergrößerung

Das Indusium

Als Indusium bezeichnet man ein dünnes einschichtiges Häutchen, das die Sori auf der Blattunterseite umhüllt. Ihm kommt eine gewisse Schutzfunktion zu, indem es die Sporenanlagen bedeckt. Die Form ist rund und die Größe kann bis zu 1,0 mm betragen. Die Farbe reicht von grünlich bis hellbeige je nach Entwicklungsstufe. Die Zellen sind stark wellig und der Rand ist oft mit Drüsenhaaren besetzt. Die Schleier bedecken die Sporangien auch noch nach der Sporenreifung und Freisetzung.



Abbildung 58
Indusium

Indusium und Sporangien
Lichtmikroskop
bei 100-facher Vergrößerung

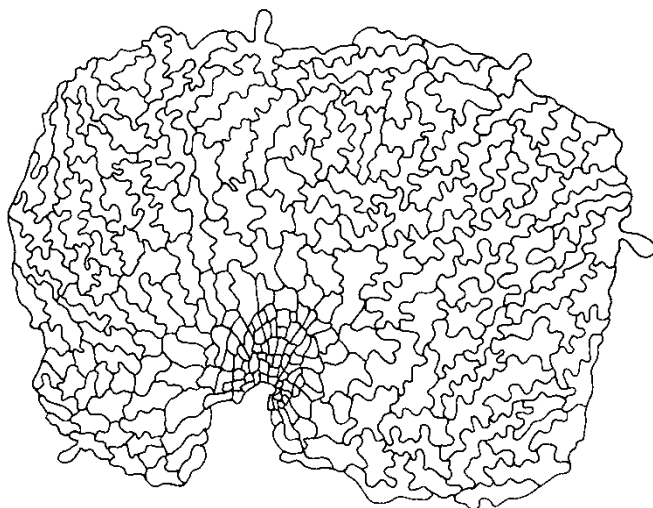


Abbildung 59
Indusium

0,25mm

Anatomische Zeichnung
Indusium
Lichtmikroskop
bei 100-facher
Vergrößerung

5.2.6. Sori, Sporangien, Indusium

Die Sori

Die sporentragenden Sporangien stehen immer in Gruppen zusammen entlang der Nervatur. Sie sind über einen parenchymatischen polsterförmigen Gewebesockel mit den Gefäßen verbunden. Man nennt dieses Gewebe auch Placenta, aus dieser entwickeln sich sowohl die Sporangien und als auch das Indusium. Zu einem Sorus vereinigt werden etwa 30 bis 40 Sporangien.



Abbildung 60
Sori Querschnitt

Blattquerschnitt durch Sorus
Placenta mit Sporangien und
Indusium
Lichtmikroskop
mit 100-facher Vergrößerung

Die Sporangien

Ein Sporangium bezeichnet man auch als Sporenkapsel oder Sporenbehälter. In diesem reifen die Sporen und werden durch ihn auch freigesetzt. Ein reifes Sporangium besteht aus den ringartig angeordneten u-förmig verdickten Anuluszellen und den unverdickten Stomiumzellen, wo die Kapsel aufreißt und die Sporen freigibt. Da die Sporenanlagen aus einer einzelnen Epidermiszelle entspringen sind sie auch folglich einschichtig. Die Sporangien sind gestielt. Der Stiel entsteht aus einer 3-teiligen Scheitelzelle und ist später mehrzellig, die Dreiteilung ist jedoch immer noch gut erkennbar.



Abbildung 61
Sporangium

Sporangium
Sporen bereits freigesetzt
Lichtmikroskop
mit 200-facher
Vergrößerung

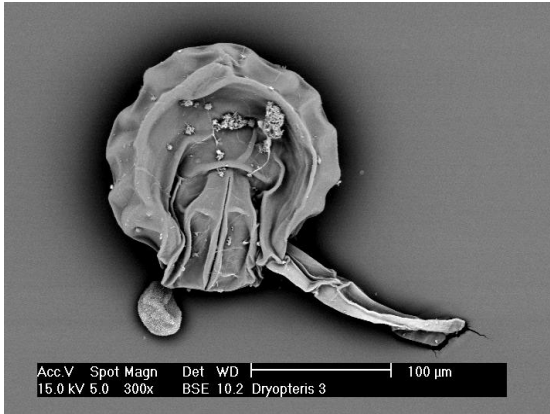


Abbildung 62
Sporangium

Sporangium
Spalt an Stomiumzellen erkennbar
Sporen bereits freigesetzt
Rasterelektronenmikroskop
mit 300-facher Vergrößerung

5.2.7. Die Sporen

Die Sporen sind monolet, bilateral symmetrisch, bohnenförmig, elliptisch. Sie sind braun gefärbt. Das Exospor zeigt einige breit vorspringende Falten und wird vom dünnen, feinstacheligen Perispor bedeckt. Die Sporengröße beträgt ca. 45µm.



Abbildung 63
Sporen

Sporen
Lichtmikroskop
bei 600-facher Vergrößerung

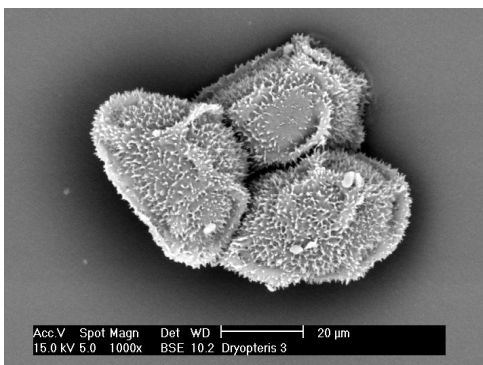


Abbildung 64
Sporen

Sporen
Rasterelektronenmikroskop
bei 1000-facher Vergrößerung

6. Vermessung

6.1. Wedelvermessung

Im Rahmen dieser Diplomarbeit wurde gemeinsam mit Kollegin Birgit Schnattinger eine Methode zur makromorphologischen Vermessung der Farnwedel entwickelt. Die ersten Schritte waren die Abwägung der zur Merkmalerhebung wichtigen Parameter, mit dem Ziel möglichst viele Eigenschaften zur Bestimmung unterschiedlichster Farnarten zu erhalten.

6.1.1. Methode 1

Das Material, das in Niederösterreich auf der Ebenwaldhöhe im August gesammelt worden ist, umfasst insgesamt neun Herbarbelege. Diese Exemplare waren von der Vegetation her voll entwickelt und die Sporenreifen hatte schon eingesetzt beziehungsweise die Sporen waren zum Großteil bereits freigesetzt worden. Um dieses Herbarmaterial möglichst genau zu erfassen, entwickelten wir eine große Anzahl von Parametern, die nach Möglichkeit auch vermessen wurden. Von einigen Parametern erhofften wir uns Rückschlüsse auf die Form zu erhalten und Verhältnisse zwischen Stiellänge und Wedellänge zu gewinnen.

Die genaue Vorgangsweise und Durchführung der einzelnen Messschritte wird genau in der Diplomarbeit von Kollegin Schnattinger im Kapitel 6.2. Wedel-Vermessung behandelt.

Die wichtigsten Parameter waren Gesamtlänge, Stiellänge, Spreitenlänge, Stieldurchmesser, alle Fiederlängen links und rechts 1.Ordnung, wodurch eine Breite berechnet und das längste Fiederpaar bestimmt werden konnte. Daraus konnte man ablesen, dass die Wedel eine symmetrische Form besitzen. Meist war das dritte oder das vierte Fiederpaar des längste.

Die Vermessung der Fiedern 2.Ordnung ergab eine asymmetrische Form, weil die basiskopen Fiederchen, also die der Basis zugewandten Fiederchen

deutlich länger sind, als die akroskopischen, die zu Spitze zeigenden Fiederchen. Bei den Fiedern 2.Ordnung haben wir die erste, die zweite, die mittlere und die längste Fieder vermessen. Hierbei zeigte sich, dass bei der ersten Fieder das erste basiskope Fiederchen das längste ist, bei der zweiten Fieder das zweite und bei der längsten Fieder bereits meist das 3.te oder 4.te das längste Fiederchen ist. Ebenfalls haben wir die einzelnen Fiederabstände zwischen die jeweiligen Fiedern 1. Ordnung bestimmt. Die Abstände werden immer kleiner. Man sieht auch, dass die Wedel an der Basis gegenständige Fiederpaare aufweisen, dies ändert sich jedoch. Mit zunehmender Nähe zur Spitze werden die Fiedern immer mehr wechselständig. Eine Zuordnung der zueinander gehörenden Fiederpaare ist aber noch möglich.

Während der Vermessungen ergab sich das Problem, welcher Teil des Wedels denn als Endfieder zu werten ist. In der vorhandenen Literatur war keinerlei Definition von „Endfieder“ zu finden. Man kann sagen, dass dieses Thema erfolgreich vermieden worden ist. Es ist nämlich nicht eindeutig erkennbar, wo die Endfieder wirklich beginnt. Folglich ist es schwierig bis unmöglich korrekte Angaben über Fiederanzahl zu machen. Es ist fraglich, wie die in der Literatur angegebenen Zahlen über Fiederpaare entstanden sind, man kann wohl eher nur von Schätzungen sprechen.

Versuche die Endfieder anhand der auf der Blattunterseite vorhandenen Sori, die in Zweierreihen entlang der Nervatur stehen, scheiterten daran, dass sich diese „Sori-Theorie“ als nicht auf andere Farnarten anwendbar erwies. Sie funktionierte nur bei *Dryopteris dilatata*, daher wurde sie wieder verworfen.

Nach weiteren Überlegungen einigten wir uns darauf als Endfieder den tatsächlich letzten Abschnitt, dem auch kein Fiederpaar mehr zugeteilt werden konnte, als finale Definition festzuhalten. Dieser Auslegung folgend, basieren auch alle Angaben über Fiederanzahl und Vorgangsweisen bei der Vektorisierung.

Tabellarische Auflistung der Ergebnisse

Parameter	Durchschnittswerte
Wedelform	symmetrisch
Fiederform	asymmetrisch
Wedellänge	90,1 cm
Spreitenlänge	66,2 %
Stiellänge	33,8 %
längste Fieder	dritte Fieder
längste Fieder an 1.Fieder	1.basiskopes Fiederchen
längste Fieder an 2.Fieder	2.basiskopes Fiederchen
längste Fieder an mittlerer Fieder	3.basiskopes Fiederchen
längste Fieder an längster Fieder	3.basiskopes Fiederchen
größte Breite	34,7 cm
größte Breite Maximum	50,5 cm
größte Breite Minimum	26,9 cm
größte Breite 1.Fieder	9,6 cm
größte Breite 2.Fieder	8,8 cm
größte Breite mittlere Fieder	5,6 cm
größte Breite längste Fieder	7,3 cm
Länge 1.Fieder	13,6 cm
Länge 2.Fieder	15,7 cm
Länge mittlere Fieder	16,0 cm
Länge längste Fieder	18,0 cm
Fiederanzahl total	28,3
Fiederanzahl 1.Fieder	19,3
Fiederanzahl 2.Fieder	21,6
Fiederanzahl mittlere Fieder	24,6
Fiederanzahl längste Fieder	24,5
Mittlerer Fiederabstand der Spreite	2,59 cm
Sori / Fiederchen an 1.Fieder	81,9
Sori / Fiederchen an 4.Fieder	81,2
Sori / Fiederchen Maximum	128
Sori / Fiederchen Minimum	17
Indusium	bleibend

Tabelle 3

Herbarbelege für Vermessung nach Methode 1

Herbarbeleg	Fundort	Datum
Dry3 A	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 B	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 C	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 D	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 E	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 F	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
E 2	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
E 3	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
E5	Ebenwaldhöhe	30.August 2006

Tabelle 4

6.1.2. Methode 2

Nach umfangreichen Vermessungen gingen wir dazu über jene Parameter herauszufiltern, die für eine rasche Vermessung großer Mengen von Pflanzenmaterial geeignet waren. Nachdem wir im Juni 2007 nochmals Material sammelten, wollten wir auch eine große Anzahl von Wedel zwecks höherer Aussagekraft vermessen. Mit dem Ziel möglichst diejenigen Merkmale zu erfassen, die bei vielen Farnarten auch vermessbar und sehr aussagekräftig sein sollten. Um die Wedelform zu dokumentieren, nutzten wir Wedellänge, Fiederanzahl und die Fiederlängen an vier unterschiedlichen Höhen entlang der Fiederspreite.

Zuerst ermittelten wir die Länge des gesamten Wedels und unterteilten ihn in $S \frac{1}{2}$ und $S \frac{3}{4}$. $S \frac{1}{2}$ und $S \frac{3}{4}$ bedeuten halbe beziehungsweise dreiviertel Spreitenhöhe. An diesen Stellen wurden die nächstliegenden Fiedern vermessen, also deren Fiederlänge, Fiederanzahl sowie jeweils die Länge des ersten und des zweiten basiskopen Fiederchens. Die beiden anderen Stellen waren die erste Fieder und die mittlere Fieder, welche aufgrund der halben Fiederanzahl bestimmt worden war und nicht durch halbe Spreitenhöhe. Die Fiederanzahl wurde, wie bereits unter Methode 1 kurz beschrieben unter Berücksichtigung der von uns aufgestellten Endfiederdefinition ermittelt.

Die erhaltenen Parameter waren folgende:

Symbol	Erklärung
L	Wedelgesamtlänge
S	Spreitenlänge
n	Fiederanzahl
L ₁	Länge der untersten Fieder
L _{1/2}	Länge der Fieder auf S _{1/2}
L _{3/4}	Länge der Fieder auf S _{3/4}
L _{n/2}	Länge der Fieder auf S _{n/2}
l ₁₍₁₎	Länge 1.basiskopes Fiederchen von L ₁
l _{1/2(1)}	Länge 1.basiskopes Fiederchen von L _{1/2}
l _{3/4(1)}	Länge 1.basiskopes Fiederchen von L _{3/4}
l _{n/2(1)}	Länge 1.basiskopes Fiederchen von L _{n/2}
l ₁₍₂₎	Länge 2.basiskopes Fiederchen von L ₁
l _{1/2(2)}	Länge 2.basiskopes Fiederchen von L _{1/2}
l _{3/4(2)}	Länge 2.basiskopes Fiederchen von L _{3/4}
l _{n/2(2)}	Länge 2.basiskopes Fiederchen von L _{n/2}
n ₁	Fiederanzahl von L ₁
n _{1/2}	Fiederanzahl von L _{1/2}
n _{3/4}	Fiederanzahl von L _{3/4}
n _{n/2}	Fiederanzahl von L _{n/2}
Nr. 1	Nummer der untersten Fieder
Nr. 1/2	Nummer der Fieder auf S _{1/2}
Nr. 3/4	Nummer der Fieder auf S _{3/4}
Nr. n/2	Nummer der Fieder auf S _{n/2}

Tabelle 5

Herbarbelege zur Vermessung nach Methode 2

Herbarbeleg	Fundort	Datum
Dry3 A	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 B	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 C	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 D	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 E	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
Dry3 F	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
E 2	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
E 3	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
E5	Ebenwaldhöhe	30.August 2006
S07-01	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-02	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-03	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-04	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-05	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-06	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-07	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-08	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-09	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-10	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-11	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-12	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-13	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-14	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-15	Schneeberg	18.Juni 2007
S07-16	Schneeberg	18.Juni 2007

Tabelle 6

Anhand dieser Parameter wurden die Herbar-Belege vom Fundort Ebenwaldhöhe August 2006 sowie die vom Schneeberg Juni 2007 vermessen. Die im Juni gesammelten Wedel waren vom Entwicklungsstand gesehen noch nicht voll ausgebildet. Zwar waren die Sori schon angelegt, aber die Sporen waren noch unreif und die Wedel hatten ihre endgültige Größe ebenfalls noch nicht erreicht. Von der Auswertung der zwei in unterschiedlicher Entwicklung befindlichen Wedelgrößen erwartete ich mir, dass die Merkmale und Größenverhältnisse weitgehend übereinstimmen würden. Bei der ersten

Bewertung der gewonnenen Daten zeigte sich, dass im Durchschnitt zwar die unreifen Fiederblätter insgesamt kleiner waren, aber die zur Vermessung herangezogenen Seitenfiedern, also auf S 1/2, S 3/4 und S n/2, denen der reifen Wedel entsprachen. So war meist die Seitenfieder Nr.1/2 die fünfte Seitenfieder, die Nr. 3/4 entsprach sehr häufig der neunten Fieder und Nr. n/2 im Schnitt der zwölften Seitenfieder. Auch die berechneten Verhältnisse von Mittelwert EWH August 2006 und Mittelwert Schneeberg Juni 2007 zeigen interessante Hinweise auf den Grad der Entwicklung. Betrachtet man die Längenparameter, so zeigen die unreifen Wedel gegenüber den vollentwickelten um durchschnittlich 45 % kleinere Wedel. Beim Grad der Fiederung der Wedel hingegen scheinen die jüngeren Blätter jedoch schon über 70% ihrer Reife erlangt zu haben.

Parameter	EH	MW EWH Aug. 2006	Max	Min	MW SB Juni 2007	% bezogen auf EWH	Max	Min	MW total
L	cm	91,9	129,5	53,0	49,8	54,11	68,5	31,0	63,8
S	cm	62,1	85,5	35,0	30,8	49,66	45,3	17,9	41,2
L1	cm	13,5	17,5	10,1	9,7	72,24	12,5	6,9	11,0
L 1/2	cm	16,1	22,5	12,1	8,7	54,03	12,0	5,0	11,2
L 3/4	cm	9,7	13,4	4,8	3,9	40,35	6,4	1,9	5,9
L n/2	cm	3,9	5,7	1,8	2,0	51,75	3,8	1,2	2,7
l 1 (1)	cm	6,2	9,5	4,0	4,4	71,27	6,7	3,0	5,0
l 1/2 (1)	cm	2,9	4,3	1,6	1,7	58,37	2,9	0,8	2,1
l 3/4 (1)	cm	1,7	2,3	0,7	0,8	48,05	1,3	0,3	1,1
l n/2 (1)	cm	0,7	0,9	0,4	0,3	50,00	0,7	0,2	0,4
l 1 (2)	cm	5,3	6,9	4,0	3,8	71,75	5,9	2,3	4,3
l 1/2 (2)	cm	2,7	4,0	1,4	1,6	59,26	2,8	0,8	2,0
l 3/4 (2)	cm	1,4	1,9	0,6	0,6	40,83	1,0	0,3	0,9
l n/2 (2)	cm	0,6	1,0	0,3	0,3	44,90	0,7	0,2	0,4
n		27,4	32,0	24,0	23,5	85,84	29,0	18,0	24,8
n 1		18,4	20,0	15,0	16,4	89,12	21,0	13,0	17,0

n 1/2		23,6	26,0	21,0	17,8	75,40	22,0	12,0	19,8
n 3/4		20,6	25,0	15,0	11,8	57,27	18,0	7,0	14,8
n n/2		13,1	15,0	9,0	8,4	63,81	11,0	7,0	10,0
Nr.1		1,0	1,0	1,0	1,0	100,0	1,0	1,0	1,0
Nr.1/2		5,5	7,0	4,0	5,1	92,05	6,0	5,0	5,2
Nr.3/4		9,5	11,0	9,0	9,3	97,37	11,0	8,0	9,3
Nr.n/2		13,9	16,0	12,0	11,8	84,68	14,0	9,0	12,5

Tabelle 7

Dies wird durch diverse Verhältniszahlen noch deutlicher. Die Bedingung Spreite durch Wedellänge S/L bestätigt einen Wert, den auch schon Methode 1 lieferte, und zwar im Mittel etwa 63%. Interessant etwa auch das Verhältnis S/n, so weisen die Wedel S07-01 bis 207-16 einen mittlere Fiederabstand von 1,31cm auf, dass ist um 58% kleiner als die von EWH mit S/n mit 2,24 cm mittlerem Fiederabstand. Bei den Fiedern 2.Ordnung ist der Größenunterschied nur noch knapp 75 %, wobei L1, L1/2, L3/4 und Ln/2 einen durchschnittlichen Fiederabstand von 0,64 cm, 0,55 cm, 0,37 cm und 0,26 cm haben. Eine schöne Übereinstimmung bei einem sehr markanten Merkmal spiegelt das Verhältnis zwischen L1 und den beiden ersten basiskopen Fiederchen wieder. Mit ca. 45% für $l\ 1(1)/L1$ und ca. 39% für $l\ 1(2) /L1$ stimmen die Verhältnisse beinahe 100%ig überein. Weiter Beziehungen siehe Tabelle 6.

		MW tot	MW EWH	MW SB	% SB zu EWH
S/L	%	63,88	67,63	62,00	91,7
S/n	cm	1,62	2,24	1,31	58,2
L1 zu S	%	29,34	22,85	32,59	142,6
L1 zu L1/2	%	105,68	84,32	116,36	138,0
L1 zu L3/4	%	230,96	151,21	270,83	179,1
L1 zu Ln/2	%	465,96	381,02	508,43	133,4
L1 durch n1	cm	0,64	0,73	0,59	81,2

L1/2 zu S	%	27,74	26,98	28,12	104,2
L1/2 zu L3/4	%	213,62	177,93	231,46	130,1
L1/2 zu Ln/2	%	447,05	448,48	446,33	99,5
L1/2 durch n1/2	cm	0,55	0,68	0,48	71,6
L3/4 zu S	%	13,49	15,42	12,52	81,2
L3/4 zu Ln/2	%	215,42	251,26	197,50	78,6
L3/4 durch n3/4	cm	0,37	0,46	0,33	71,5
L n/2 zu S	%	6,55	6,23	6,70	107,5
Ln/2 durch n n/2	cm	0,26	0,29	0,24	82,2
l1 (1) zu S	%	13,32	10,57	14,70	139,0
l1 (1) zu L1	%	45,45	45,72	45,32	99,1
l1 (1) zu l1/2 (1)	%	261,90	222,76	281,47	126,4
l1 (1) zu l3/4 (1)	%	529,39	399,66	594,25	148,7
l1 (1) zu l n/2 (1)	%	1303,20	991,49	1459,05	147,2
l1 (1) zu l1(2)	%	117,97	116,49	118,71	101,9
l1/2 (1) zu S	%	5,18	4,75	5,40	113,5
l1/2 (1) zu L1/2	%	18,67	17,75	19,12	107,7
l1/2 (1) zu l3/4 (1)	%	205,52	176,90	219,83	124,3
l1/2 (1) zu l n/2 (1)	%	516,83	440,75	554,87	125,9
l1/2 (1) zu l1/2 (2)	%	107,53	107,80	107,39	99,6
l3/4 (1) zu S	%	2,66	2,73	2,63	96,5
l3/4 (1) zu L3/4	%	19,89	17,69	20,99	118,7
l3/4 (1) zu l n/2 (1)	%	257,88	253,63	260,01	102,5
l3/4 (1) zu l3/4 (2)	%	136,25	120,78	143,99	119,2
l n/2 (1) zu S	%	1,08	1,08	1,08	99,9
l n/2 (1) zu L n/2	%	16,58	17,72	16,01	90,4
l n/2 (1) zu l n/2 (2)	%	120,16	115,67	122,40	105,8
l1 (2) zu S	%	11,41	9,02	12,60	139,8
l1 (2) zu L1	%	38,89	39,64	38,51	97,2
l1 (2) zu l1/2 (2)	%	239,34	204,65	256,69	125,4

l1 (2) zu l3/4 (2)	%	619,67	412,91	723,06	175,1
l1 (2) zu l n/2 (2)	%	1336,64	978,51	1515,70	154,9
l1/2 (2) zu S	%	4,88	4,52	5,06	111,9
l1/2 (2) zu L1/2	%	17,54	16,76	17,93	107,0
l1/2 (2) zu l3/4 (2)	%	257,53	202,36	285,11	140,9
l1/2 (2) zu l n/2 (2)	%	573,00	479,70	619,64	129,2
l3/4 (2) zu S	%	1,98	2,25	1,84	81,6
l3/4 (2) zu L3/4	%	14,67	14,63	14,69	100,5
l 3/4 (2) zu l n/2 (2)	%	229,43	240,63	223,82	93,0
l n/2 (2) zu S	%	0,92	0,97	0,90	92,2
l n/2 (2) zu L n/2	%	14,25	15,97	13,39	83,8
n1 zu n	%	69,27	67,49	70,15	103,9
n1 zu n1/2	%	88,09	78,05	93,11	119,3
n1 zu n3/4	%	126,26	91,25	143,77	157,6
n1 zu n n/2	%	179,99	143,95	198,00	137,5
n1/2 zu n	%	79,32	86,58	75,69	87,4
n1/2 zu n3/4	%	141,79	117,60	153,88	130,9
n1/2 zu n n/2	%	204,48	185,17	214,14	115,6
n3/4 zu n	%	58,36	75,07	50,01	66,6
n3/4 zu n n/2	%	146,50	157,65	140,92	89,4
n n/2 zu n	%	40,00	47,80	36,10	75,5
Nr.1/2 zu n	%	21,26	20,05	21,86	109,0
Nr.1/2 zu Nr.3/4	%	55,96	57,82	55,03	95,2
Nr.1/2 zu Nr.n/2	%	42,32	39,49	43,74	110,8
Nr.3/4 zu n	%	58,36	75,07	50,01	66,6
Nr.3/4 zu Nr.n/2	%	75,97	68,77	79,57	115,7
Nr.n/2 zu n	%	50,24	50,71	50,01	98,6

Tabelle 8

6.2. Stomata-Vermessung

Die Vermessung der Spaltöffnungen wird in den meisten wissenschaftlichen Arbeiten durchgeführt. Wir orientierten uns an der Publikation von S.Krause, M.Hachtel und W.Bennert der Uni Bochum vom September 2001 (siehe Literaturliste). In dieser Arbeit wurden Spaltöffnungen im Lichtmikroskop mittels Messokular bei 400-facher Vergrößerung vermessen. Es wurden je fünf Stomata an der Spitze, in der Mitte und am Grund eines Fiederchens gemessen. Leider ging aus der angeführten Literatur nicht hervor, an welcher Stelle der Spreite das Fiederchen ausgewählt worden war.

Wir beschlossen die Fiederchen an jener Stelle zu verwenden, die wir auch zur Bestimmung der Fiederformen (siehe Vektorisierung) verwendet hatten. Es wurden je zehn Spaltöffnungen an der Spitze, in der Mitte links und rechts der Rachis jeweils fünf und am Grund ebenfalls links und rechts der Rachis je fünf Stomata vermessen. Dabei wurden die Spaltöffnungen mittels Zeichentubus bei 400-facher Vergrößerung auf Papier übertragen und anschließend exakt entlang des Spaltes vermessen.

Es zeigte sich, dass die Spaltöffnungen sehr einheitlich aufgebaut sind und die Größe im Mittel $44,0\text{ }\mu\text{m}$ beträgt. Die Stomata sind am Fiedergrund am längsten, gefolgt von denen in der Mitte und die an der Spitze sind etwas kleiner ausgeprägt. Die Größe reicht von $55,4\text{ }\mu\text{m}$ bis $36,5\text{ }\mu\text{m}$.

Zwischen den beiden unterschiedlichen Sammlungsstandorten besteht die Spaltöffnungsgröße betreffend kein wesentlicher Unterschied. Die Stomata vom Fundort Ebenwaldhöhe 2006 (Dry 3A-F; E2, E3, E5) haben eine mittlere Länge von $44,84\text{ }\mu\text{m}$ und die vom Schneeberg 2007 (S07-01bis S07-16) sind durchschnittlich $43,58\text{ }\mu\text{m}$, also nur etwas kleiner (siehe Tabelle 9).

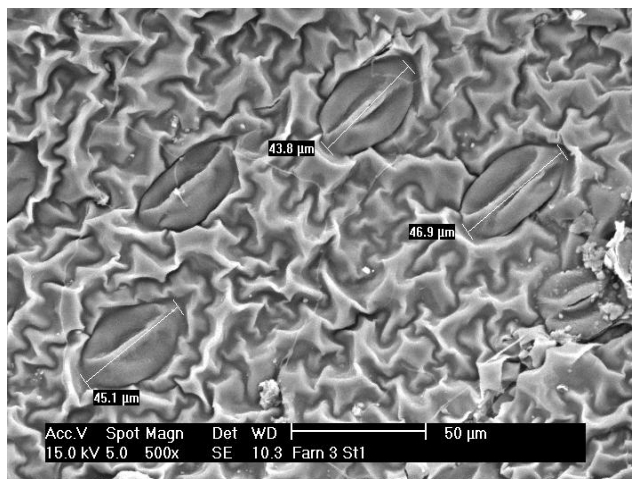
Die statistische Auswertung der Stomata wird in der Diplomarbeit von Kollegin Schnattinger im Kapitel 7.4. Stomata-Vermessung durchgeführt.

[µm]	Mittelwert Grund	Mittelwert Mitte	Mittelwert Spitze	Mittelwert
Dry3 A	49,19	49,05	47,03	48,42
Dry 3 B	44,86	46,76	44,73	45,45
Dry3 C	43,51	40,95	41,49	41,98
Dry3 D	42,70	46,49	44,,46	44,55
Dry3 E	41,49	41,62	40,54	41,22
Dry3 F	45,41	45,81	45,81	45,68
E2	46,62	46,76	44,19	45,86
E3	47,57	47,30	43,78	46,22
E5	42,30	44,92	45,27	44,16
S07-01	45,00	42,84	42,84	43,56
S07-02	43,92	44,86	42,98	43,92
S07-03	44,86	43,11	44,05	44,01
S07-04	45,54	43,51	42,57	43,87
S07-05	44,32	44,19	42,16	43,56
S07-06	44,46	43,11	42,16	43,24
S07-07	44,62	43,92	43,11	43,88
S07-08	45,81	44,05	41,89	43,92
S07-09	44,73	43,11	42,16	43,33
S07-10	43,51	43,25	42,84	43,20
S07-11	43,11	43,38	41,35	42,61
S07-12	44,46	44,19	41,62	43,42
S07-13	45,68	45,00	42,30	44,32
S07-14	45,41	43,92	41,76	43,69
S07-15	43,51	44,86	41,89	43,42
S07-16	45,00	43,92	41,22	43,38
Mittelwert	44,70	44,43	42,97	44,04

Tabelle 9

Um unsere Messungen abzusichern, führten wir auch noch einige Messungen mit dem Elektronenmikroskop im ESEM-Hivac Modus bei 500-facher Vergrößerung durch. Das zur Messung ausgewählte Fiederchen entstammte der längsten Fieder, im Fall von *Dryopteris dilatata* der dritten Seitenfieder. Und zwar wurde das erste basiskope Fiederchen an fünf verschiedenen Wedeln (Stage 1-5) herauspräpariert und an der Spitze, links und rechts der Mitte und am Grund vermessen. Der Mittelwert beträgt hier $41,3\text{ }\mu\text{m}$, die Längen schwanken zwischen $50,8\text{ }\mu\text{m}$ und $36,5\text{ }\mu\text{m}$. Wie auch im Lichtmikroskop sind am Grund die größten Stomata zu finden, an der Mitte sind sie etwas kleiner und an der Spitze sind die Spaltöffnungen durchschnittlich $40,3\text{ }\mu\text{m}$ lang.

Das doch etwas von den Untersuchungen am Lichtmikroskop abweichende Ergebnis lässt sich vermutlich mit der unterschiedlichen Methode erklären. Die Präparate im LM wurden mit Chloralhydrat aufgekocht und aufgehell. Die Fiederchen im ESEM hingegen wurden trocken und im Hochvakuum vermessen, wobei die mangelnde Feuchtigkeit möglicherweise Grund für die etwas „geschrumpften“ Stomata sein könnte.



Messungen von Stomata
Rasterelektronenmikroskop
bei 500-facher Vergrößerung

Abbildung 65
Stomata-Vermessung

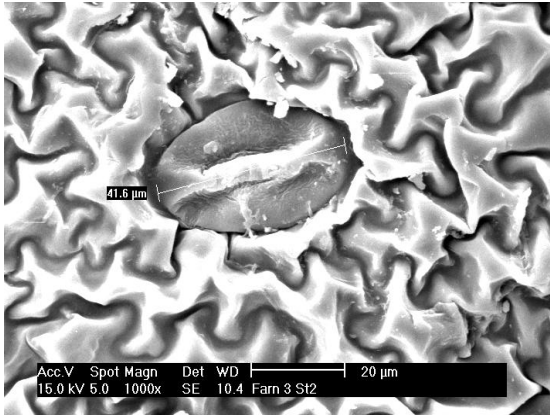


Abbildung 66
Stomatavermessung

Messungen von Stomata
Rasterelektronenmikroskop
bei 1000-facher Vergrößerung

Stomata-Vermessung im Rasterelektronenmikroskop

Stomata ESEM	ST1	ST2	ST3	ST4	ST5
Spitze					
1	40,5	39,9	39,8	36,8	41,9
2	40,2	40,9	41,0	40,3	40,2
3	39,1	40,7	41,1	39,5	39,5
4	39,0	39,8	40,2	41,1	36,9
5	41,7	41,8	38,5	41,9	41,3
6	41,3	42,5	39,6	42,5	39,9
7	38,6	42,8	41,8	40,1	41,7
8	41,7	40,5	42,7	36,8	38,1
9	39,5	43,9	42,8	38,1	38,7
10	41,1	39,7	39,8	39,2	39,1
MW	40,3	41,3	40,7	39,6	39,7
Mitte links					
1	37,8	42,1	43,1	37,4	44,5
2	43,8	39,9	43,2	46,2	41,0
3	44,6	37,7	43,8	43,6	43,0
4	43,2	43,6	36,1	44,1	39,4
5	39,7	42,3	41,3	41,0	41,9
6	41,1	41,8	38,2	39,8	40,5
7	40,7	39,8	41,2	42,5	40,8
8	38,8	38,6	42,0	40,6	38,6
9	40,2	42,1	40,7	41,2	41,1
10	40,4	37,7	41,8	43,4	39,4
MW	41,0	40,6	41,1	42,0	41,0
Mitte rechts					
1	44,1	40,8	44,0	41,7	39,8
2	45,2	40,8	41,8	39,4	41,6
3	43,8	40,9	40,8	39,0	40,5
4	45,1	39,1	41,6	36,5	41,0

	5	46,9	36,7	45,1	38,5	43,1
	6	39,0	45,2	43,0	41,0	38,8
	7	37,4	36,7	43,6	39,9	41,6
	8	41,2	40,4	44,6	43,6	40,4
	9	43,1	42,5	40,3	39,2	40,5
	10	41,4	39,9	41,0	43,9	39,6
	MW	42,7	40,3	42,6	40,3	40,7
Grund links						
	1	37,1	49,7	44,7	41,1	39,4
	2	44,3	43,8	42,5	42,1	40,7
	3	42,1	47,4	41,5	43,0	39,0
	4	41,3	46,4	39,3	42,4	40,8
	5	37,2	50,8	39,1	40,5	40,4
	6	38,4	48,0	42,5	41,5	39,0
	7	42,2	40,1	41,8	41,6	40,8
	8	38,9	42,9	39,8	39,4	42,1
	9	41,3	39,6	40,1	41,4	40,9
	10	42,4	42,9	39,1	43,2	43,1
	MW	40,5	45,2	41,0	41,6	40,6
Grund rechts						
	1	36,2	49,4	41,0	43,5	40,7
	2	37,0	43,2	39,7	45,3	41,7
	3	37,9	47,0	41,8	43,9	41,6
	4	39,6	41,4	42,2	40,9	43,1
	5	44,0	43,6	41,2	40,9	41,7
	6	41,8	44,7	39,0	40,2	41,0
	7	41,8	47,4	38,9	41,1	43,8
	8	39,5	42,9	43,8	38,7	43,7
	9	40,3	45,0	40,5	38,3	42,2
	10	41,8	45,3	41,9	44,1	44,5
	MW	40,0	45,0	41,0	41,7	42,4
MW Spitze		40,3				
MW Mitte l		41,1				
MW Mitte r		41,3				
MW Grund l		41,8				
MW Grund r		42,0				
MW Total		41,3				
Max		50,8				
Min		36,5				

Tabelle 10

6.3. Indument-Vermessung

Bei der Vermessung der Haare verwendeten wir die Publikation „Leaf Indument“ von Ronald L.L. Viane aus dem Jahre 1986 (siehe Literaturliste), die eine ausführliche Vermessung der Indumente an *Dryopteris* in Nordamerika sowie Europa zum Inhalt hatte. In dieser Arbeit wurden sowohl Gliederhaare als auch Drüsenhaare vermessen, mit dem Ziel die unterschiedlichen Indumente, deren Größe, Häufigkeit und Lokalisation zu erfassen. Daraus wurde einen Bestimmungsschlüssel für *Dryopteris*-Arten entwickelt. Um die angegebenen Ergebnisse zu überprüfen haben wir eine Vielzahl von Gliederhaaren und Drüsenhaaren vermessen.

6.3.1. Gliederhaare

Die zur Vermessung verwendeten Parameter waren:

Parameter	Erklärung
$L_{(tot)}$	Gesamtlänge der Gliederhaares
n	Anzahl der Zellen
l	Länge der Endzelle
b	Breite der Endzelle

Die braun gefärbten Gliederhaare von *Dryopteris dilatata* sind mehrzellreihig, wobei die Haare meist eine einzellreihige Basis haben, später mehrzellreihig werden, um dann wieder einzellreihig zu enden. Sie kommen auf beiden Seiten des Blattes vor, besonders an der Nervatur und an der Basis, sowie an der Wedelrachis und am Stiel. Sie sind relativ lang, mit Exemplaren bis zu 1,5 mm, die man bereits mit freiem Auge sehr gut erkennen kann. Aufgrund dieser enormen Länge gibt es bei der Vermessung einige Probleme, die Haare exakt vermessen zu können. Oft sind die Haare stark gewunden, eingerollt, abgewinkelt und liegen so gut wie nie plan im

Präparat, was vor allem die Bestimmung der Zellanzahl erheblich erschwerte.

Trotz dieser Schwierigkeiten versuchte ich eine möglichst große Stückzahl an Gliederhaaren zu erfassen. Wie bei der Vermessung der Stomata auch wurden jene Fiederchen, die auch zur Vektorisierung ausgewählt worden waren, herangezogen um die Gliederhaare zu vermessen. Im Lichtmikroskop bei 100-facher Vergrößerung wurden die Haare mithilfe des Zeichentubus auf Papier übertragen und anschließend ausgewertet.

Die Gliederhaare haben eine mittlere Länge von knapp 1mm, sie bestehen durchschnittlich aus ca. 28 Zellen und ihre Endzelle ist meist 70µm lang und 49µm breit. Das in der Literatur angewendete Verhältnis zwischen Gesamtlänge und Zellanzahl ist im Falle von *Dryopteris dilatata* aber irreführend, da das Gliederhaar an der Basis mehrzellreihig ist.

Ergebnisse der Gliederhaar-Vermessung im Mittel

[µm]	L _(tot)	n	l	b	l/b
E2 MW	1163,00	41,33	76,92	65,93	1,17
E3 MW	802,20	34,67	62,27	42,12	1,48
E5 MW	963,37	29,67	65,93	60,44	1,09
Dry3A MW	959,71	26,00	58,61	49,45	1,19
Dry3B MW	813,19	29,00	60,44	35,71	1,69
Dry3C MW	1164,84	38,00	71,43	43,96	1,63
Dry3D MW	1062,27	35,67	76,92	58,61	1,31
Dry3F MW	1073,26	32,00	65,93	51,28	1,29
S07-01 MW	868,13	23,50	79,67	43,96	1,81
S07-03 MW	670,33	17,00	54,95	32,97	1,67
S07-04 MW	648,35	15,50	60,44	35,71	1,69
S07-05 MW	912,09	16,00	76,92	65,93	1,17
S07-07 MW	1054,95	20,00	54,95	43,96	1,25

S07-08 MW	851,65	19,00	74,18	38,46	1,93
S07-09 MW	934,07	20,00	71,43	43,96	1,63
S07-10 MW	859,89	20,00	93,41	46,70	2,00
S07-11 MW	1483,52	31,00	93,41	54,95	1,70
Tot MW	958,24	27,50	70,02	48,98	1,498
Max	1483,52	54,00	93,41	71,43	2,500
Min	593,41	12,00	43,96	27,47	0,727

Tabelle 11

Um die Ergebnisse vergleichen zu können, haben ich auch mit dem Elektronenmikroskop im ESEM Modus einige Längenvermessungen von Gliederhaaren durchgeführt. Die Messungen wurden bei einer Vergrößerung von 150 bis 250-fach durchgeführt, trocken im Hochvakuum. Mit dem Ergebnis, dass die Gesamtlängen zwischen 913 μm und 520 μm liegen und somit die Werte des Lichtmikroskops bestätigen.

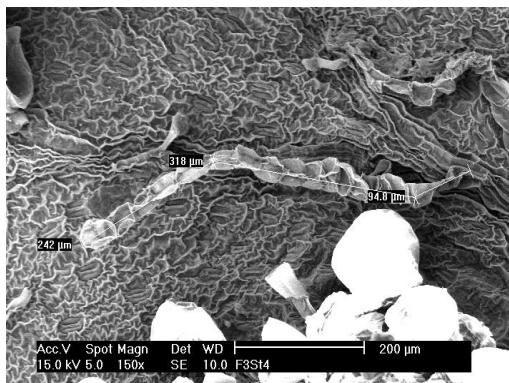


Abbildung 67

Gliederhaarvermessung

Gliederhaarvermessung
Rasterelektronenmikroskop
bei 150-facher Vergrößerung

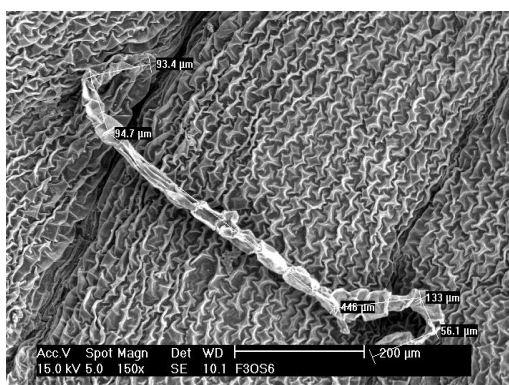


Abbildung 68

Gliederhaarvermessung

Gliederhaarvermessung
Rasterelektronenmikroskop
bei 150-facher Vergrößerung

6.3.2. Drüsenhaare-Vermessung

Die oben erwähnte Publikation von R.L.L. VIANE diente auch als Vorlage für die Vermessung der Drüsenhaare. Die Drüsenhaare von *Dryopteris dilatata* sind einzellig. Die Form der Haare ist keulenförmig, auch clavate genannt, das heißt die apikale Seite ist breiter als die Ansatzstelle des Haares.

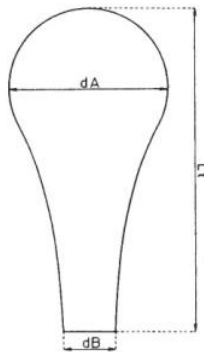


Abbildung 69
Drüsenhaar (aus VIANE 1986)

Skizze eines keulenförmigen
Drüsenhaares
Gesamtlänge
Breite an der Basis
Breite am Köpfchen

Es wurden folgende Parameter vermessen beziehungsweise errechnet:

Parameter	Erklärung
dA	Durchmesser des Drüsenköpfchens
dB	Durchmesser der Basis
Lt	Gesamtlänge des Drüsenhaares
IS	Stiellänge
IS	$IS = Lt - dA$
G	Produkt aus $Lt \cdot dA \cdot dB$

Tabelle 12

Anhand der ersten drei Parameter kann die Länge des Stiels IS aus Gesamtlänge minus Köpfchendurchmesser errechnet werden. Zusätzlich ist es möglich Verhältnisse zu bestimmen, dA/dB drückt sehr viel über die Gestalt eines Haares aus. Ist diese Bedingung größer als 1,5 so liegt eindeutig ein clavates Drüsenhaar vor. Das Verhältnis dA/IS lässt ebenfalls Aussagen

über die Form der Drüsenhaare zu. Bei Werten von dA/IS höher als 0,5 bis einschließlich 5,0 ist das Haare als keulenförmig einzustufen.

Ergebnisse aus der Drüsenhaar-Vermessung:

[µm]	dA	dB	L (tot)	IS	dA/dB	dA/IS	G-Produkt= Lt*dA*dB/1000
E2 MW	36,22	21,08	97,03	60,81	1,72	0,60	74,08
E3 MW	40,00	23,78	71,35	31,35	1,68	1,28	67,88
E5 MW	35,14	22,43	98,38	63,24	1,57	0,56	77,54
Dry3A MW	43,24	23,78	104,32	61,08	1,82	0,71	107,30
Dry3B MW	34,80	20,27	87,84	53,04	1,72	0,66	61,96
Dry3C MW	34,32	21,08	84,05	49,73	1,63	0,69	60,82
Dry3D MW	38,65	19,19	79,19	40,54	2,01	0,95	58,73
Dry3E MW	29,19	17,84	94,59	65,41	1,64	0,45	49,25
Dry3F MW	34,32	21,62	82,70	48,38	1,59	0,71	61,38
S07-01 MW	24,32	16,89	75,68	51,35	1,44	0,47	31,09
S07-02 MW	36,15	19,93	89,86	53,72	1,81	0,67	64,75
S07-03 MW	31,53	14,86	79,28	47,75	2,12	0,66	37,16
S07-04 MW	39,86	22,64	94,93	55,07	1,76	0,72	85,66
S07-05 MW	30,00	20,00	72,70	42,70	1,50	0,70	43,62
S07-06 MW	35,14	18,24	87,84	52,70	1,93	0,67	56,30
S07-07 MW	33,78	20,27	84,46	50,68	1,67	0,67	57,84
S07-08 MW	33,11	18,92	84,46	51,35	1,75	0,64	52,90
S07-09 MW	25,68	17,12	72,07	46,40	1,50	0,55	31,68
S07-10 MW	35,68	19,73	89,73	54,05	1,81	0,66	63,16
S07-11 MW	33,33	17,79	79,95	46,62	1,87	0,71	47,42
S07-12 MW	41,35	23,51	98,92	57,57	1,76	0,72	96,18
S07-13 MW	37,03	24,32	105,95	68,92	1,52	0,54	95,42
S07-14 MW	30,41	16,55	83,11	52,70	1,84	0,58	41,83
S07-15 MW	32,70	20,00	94,86	62,16	1,64	0,53	62,05
S07-16 MW	26,69	18,92	70,61	43,92	1,41	0,61	35,65
MW	34,60	20,28	87,32	52,72	1,73	0,69	63,60
Max	48,65	29,73	127,03	89,19	2,73	1,65	136,16
Min	21,62	10,81	60,81	39,19	1,00	0,35	19,19

Tabelle 13

Die Auswertung der Drüsenhaare (siehe Tabelle 13) ergab einen mittleren dA/dB - Wert von 0,69, der den Angaben in der VIANE-Literatur entspricht, ebenso das Verhältnis dA/IS liegt mit 1,73 nahe an den angegebenen 1,8. Die mittlere Gesamtlänge liegt bei etwa 87 μm , einen durchschnittlichen Köpfchendurchmesser dA von ca. 35 μm und eine Basis dB von ca. 20 μm . Die Stiellänge beträgt im Schnitt ca. 53 μm . Das G-Produkt liefert einen Wert um die 64, was nicht ganz den in der Arbeit angeführten Werte (103) entspricht.

6.4. Vektorisierung

Nachdem die in dem Kapitel 4.Methoden Vektorbestimmung bereits beschriebenen Vorarbeiten abgeschlossen waren, konnte mit der Vektorisierung der gewonnenen Umrisse begonnen werden. Dabei stellten die zahlreichen Überkreuzungen eine große Schwierigkeit dar, die aber durch einige Anpassungen gemeistert werden konnten. Im Vorfeld mussten die Anzahl und die Lage der Überschneidungspunkte festgelegt werden.

Danach konnte das Programm den Umriss stückweise abtasten und bei einer Kreuzung angelangt, musste die jeweils weiterführende Richtung per Mausklick eingegeben werden. Dabei musste darauf geachtet werden, dass der Vektor im Uhrzeigersinn läuft und dass der Beginnpunkt in der linken untersten „Ecke“ liegt.

Im nächsten Schritt wurden die nun erhalten VER-Dateien weiterbehandelt. Die Vektoren wurden mittels Anfangspunkt, Endzipfelpunkt und Endpunkt senkrecht gestellt. Anschließend wurden daraus JOB-Dateien erstellt, welche erneut weiterer manueller Eingabe von bestimmten Punkten wie Anfangspunkte, Zipfelanzahl, Endpunkte, Endzipfel, Seitenfiederanzahl bzw. größte Seitenfieder bedurften.

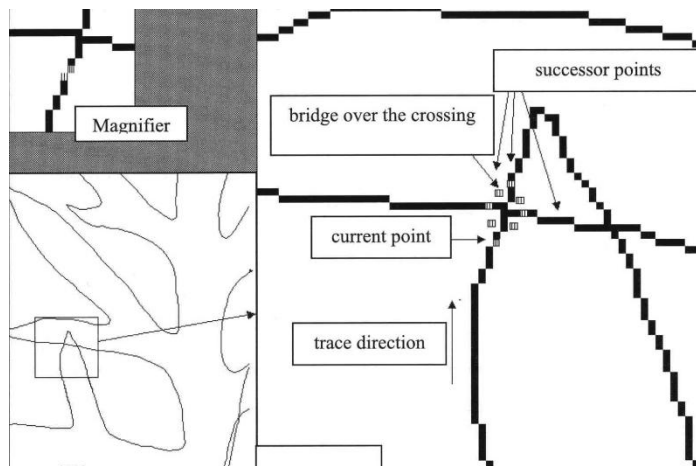


Abbildung 70
Kreuzungen (aus Det Morph Saukel, Wlach)

Überschneidungspunkte müssen beim Vektorisieren als Kreuzungen angegeben werden und danach auch die weiterführende Richtung mittels Cursor-Tasten angezeigt werden

Skizze der einzugebenden Fixpunkte in DET MORPH-Programm

Bei der Punkteingabe ist drauf zu achten, dass die jeweiligen Anfangspunkte erst nach den Endpunkten der jeweils vorigen Fieder beginnen. Der Anfangspunkt der Fieder muss immer links unten sein. Der Endabschnitt ist durch Anfangspunkt, Fiederspitze und Endpunkt definiert. Die längste Fieder muss angegeben werden.

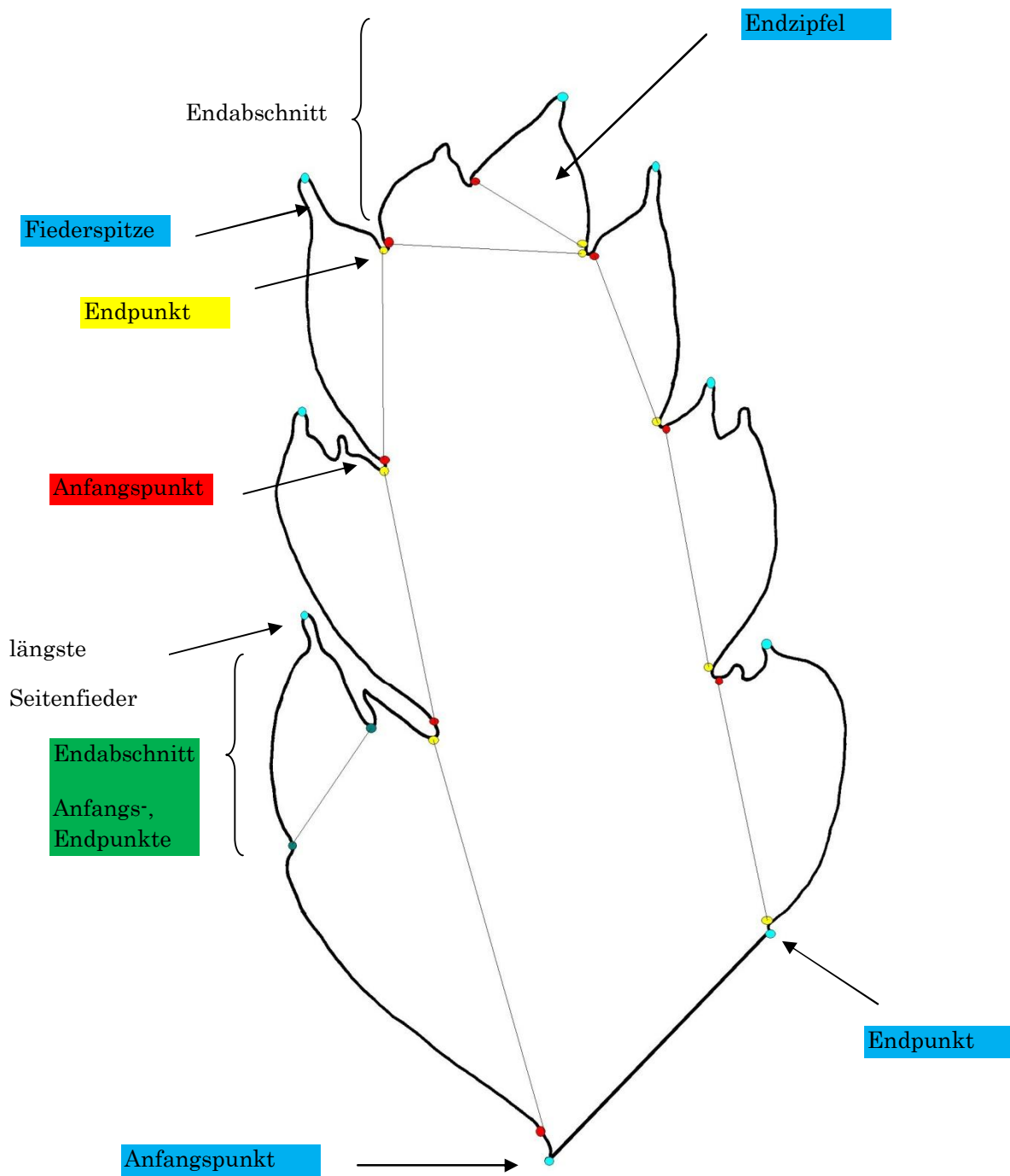


Abbildung 71

Liste der gemessenen und der von DET MORPH errechneten Merkmale:

1: L	106: 21: n LAE N Ea Laenge
2: S	107: 22: n LAE N Ea Breite
3: n	108: 23: n FLA N Ea Flaeche
4: L1	109: 24: n LAE N Ea Umriss
5: L 1/2	110: 25: n NIX N Ea Zipfelz.
6: L 3/4	111: 26: n LAE S Ea Laenge
7: L n/2	112: 27: n LAE S Ea Breite
8: l 1 (1)	113: 28: n FLA S Ea Flaeche
9: l 1/2 (1)	114: 29: n LAE S Ea Umriss
10: l 3/4 (1)	115: 30: n NIX F Fl%BOX
11: l n/2 (1)	116: 31: n LAE GSf Umriss
12: l 1 (2)	117: 32: n LAE GSf Laenge
13: l 1/2 (2)	118: 33: n LAE GSf Breite
14: l 3/4 (2)	119: 34: n LAE GSf Endzipfellaenge
15: l n/2 (2)	120: 35: n LAE GSf Endzipfelbreite
16: n 1	121: 36: n FLA GSf Endzipfelflaeche
17: n 1/2	122: 37: n LAE GSf Endzipfelumriss
18: n 3/4	123: 38: n NIX GSf Zipfelzahl
19: n n/2	124: 39: n FLA GSf Flaeche
20: Nr.1/2	125: 40: n LAE Rh Umriss
21: Nr.3/4	126: 41: n FLA Rh Flaeche
22: Nr.n/2	127: 42: n LAE KSf Laenge
23: S/L	128: 43: n LAE KSf Breite
24: S/n	129: 44: n FLA KSf Flaeche
25: L1 zu S	130: 45: n LAE KSf Umriss
26: L1 zu L1/2	131: 46: n NIX KSf Zipfelzahl
27: L1 zu L3/4	132: 47: n FLA S_EZ_RESTFLAECHE
28: L1 zu Ln/2	133: 48: n NIX FIE SWP L%
29: L1 durch n1	134: 49: n NIX S EZ SWP B%
30: L1/2 zu S	135: 50: n NIX S EZ SWP L%
31: L1/2 zu L3/4	136: 51: n NIX S EA SWP B%
32: L1/2 zu Ln/2	137: 52: n NIX S EA SWP L%
33: L1/2 durch n1/2	138: 53: n NIX S EA%R_FL fl*100/(flb-fl)
34: L3/4 zu S	139: 54: n FLA S_EZFLLR in % der EZ_FL
35: L3/4 zu Ln/2	140: 55: n FLA S_EZ_FLN in % der EZ_FL
36: L3/4 durch n3/4	141: 56: n FLA S_EZ_FLP in % der EZ_FL
37: L n/2 zu S	142: 57: n NIX S_EZ_L/B
38: Ln/2 durch n n/2	143: 58: n NIX S_EA_L/B
39: l1 (1) zu S	144: 59: n NIX f2o winkel min
40: l1 (1) zu L1	145: 60: n NIX f2o winkel max
41: l1 (1) zu l1/2 (1)	146: 61: n FLA drfl_n
42: l1 (1) zu l3/4 (1)	147: 62: n FLA refl_n
43: l1 (1) zu l n/2 (1)	148: 63: LAE F Umriss
44: l1 (1) zu l1(2)	149: 64: FLA F Flaeche
45: l1/2 (1) zu S	150: 65: GES F Laenge
46: l1/2 (1) zu L1/2	151: 66: LAE F Breite
47: l1/2 (1) zu l3/4 (1)	152: 67: LAE N Ez Laenge
48: l1/2 (1) zu l n/2 (1)	153: 68: LAE N Ez Breite
49: l1/2 (1) zu l1/2 (2)	154: 69: FLA N Ez Flaeche
50: l3/4 (1) zu S	155: 70: LAE N Ez Umriss
51: l3/4 (1) zu L3/4	156: 71: LAE S Ez Laenge
52: l3/4 (1) zu l n/2 (1)	157: 72: LAE S Ez Breite
53: l3/4 (1) zu l3/4 (2)	158: 73: FLA S Ez Flaeche
54: l n/2 (1) zu S	159: 74: LAE S Ez Umriss
55: l n/2 (1) zu L n/2	160: 75: LAE FRh Breite
56: l n/2 (1) zu l n/2 (2)	161: 76: NIX Z Zipfel gesamt
57: l1 (2) zu S	162: 77: NIX Z F2O
58: l1 (2) zu L1	163: 78: LAE F2O Laenge
59: l1 (2) zu l1/2 (2)	164: 79: LAE F2O Breite
60: l1 (2) zu l3/4 (2)	165: 80: FLA F2O Flaeche
61: l1 (2) zu l n/2 (2)	166: 81: LAE F2O Umriss
62: l1/2 (2) zu S	167: 82: NIX F2O Zipfelz.
63: l1/2 (2) zu L1/2	168: 83: LAE N Ea Laenge
64: l1/2 (2) zu l3/4 (2)	169: 84: LAE N Ea Breite
65: l1/2 (2) zu l n/2 (2)	170: 85: FLA N Ea Flaeche
66: l3/4 (2) zu S	171: 86: LAE N Ea Umriss

67: 13/4 (2) zu L3/4	172: 87: NIX N Ea Zipfelz.
68: 1 3/4 (2) zu 1 n/2 (2)	173: 88: LAE S Ea Laenge
69: 1 n/2 (2) zu S	174: 89: LAE S Ea Breite
70: 1 n/2 (2) zu L n/2	175: 90: FLA S Ea Flaeche
71: n1 zu n	176: 91: LAE S Ea Umriß
72: n1 zu n1/2	177: 92: NIX F Fl%BOX
73: n1 zu n3/4	178: 93: LAE GSf Umriß
74: n1 zu n n/2	179: 94: LAE GSf Laenge
75: n1/2 zu n	180: 95: LAE GSf Breite
76: n1/2 zu n3/4	181: 96: LAE GSf Endzipfellaenge
77: n1/2 zu n n/2	182: 97: LAE GSf Endzipfelbreite
78: n3/4 zu n	183: 98: FLA GSf Endzipfel flaeche
79: n3/4 zu n n/2	184: 99: LAE GSf Endzipfelumriß
80: n n/2 zu n	185: 100: NIX GSf Zipfelzahl
81: Nr.1/2 zu n	186: 101: FLA GSf Flaeche
82: Nr.1/2 zu Nr.3/4	187: 102: LAE Rh Umriß
83: Nr.1/2 zu Nr.n/2	188: 103: FLA Rh Flaeche
84: Nr.3/4 zu n	189: 104: LAE KSf Laenge
85: Nr.3/4 zu Nr.n/2	190: 105: LAE KSf Breite
86: Nr.n/2 zu n	191: 106: FLA KSf Flaeche
87: 1: n LAE F Umriß	192: 107: LAE KSf Umriß
88: 2: n FLA F Flaeche	193: 108: NIX KSf Zipfelzahl
89: 4: n LAE F Breite	194: 109: FLA S_EZ_RESTFLAECHE
90: 5: n LAE N Ez Laenge	195: 110: NIX FIE SWP L%
91: 6: n LAE N Ez Breite	196: 111: NIX S EZ SWP B%
92: 7: n FLA N Ez Flaeche	197: 112: NIX S EZ SWP L%
93: 8: n LAE N Ez Umriß	198: 113: NIX S EA SWP B%
94: 9: n LAE S Ez Laenge	199: 114: NIX S EA SWP L%
95: 10: n LAE S Ez Breite	200: 115: NIX S EA%R_FL fl*100/(flb-fl)
96: 11: n FLA S Ez Flaeche	201: 116: FLA S_EZFLLR in % der EZ_FL
97: 12: n LAE S Ez Umriß	202: 117: FLA S_EZ_FLN in % der EZ_FL
98: 13: n LAE FRh Breite	203: 118: FLA S_EZ_FLP in % der EZ_FL
99: 14: n NIX Z Zipfel gesamt	204: 119: NIX S_EZ_L/B
100: 15: n NIX Z F2O	205: 120: NIX S_EA_L/B
101: 16: n LAE F2O Laenge	206: 121: NIX f2o winkel min
102: 17: n LAE F2O Breite	207: 122: NIX f2o winkel max
103: 18: n FLA F2O Flaeche	208: 123: FLA drfl_n
104: 19: n LAE F2O Umriß	209: 124: FLA refl_n
105: 20: n NIX F2O Zipfelz.	

Tabelle 14

7.Statistische Auswertung

Daten aus DET MORPH

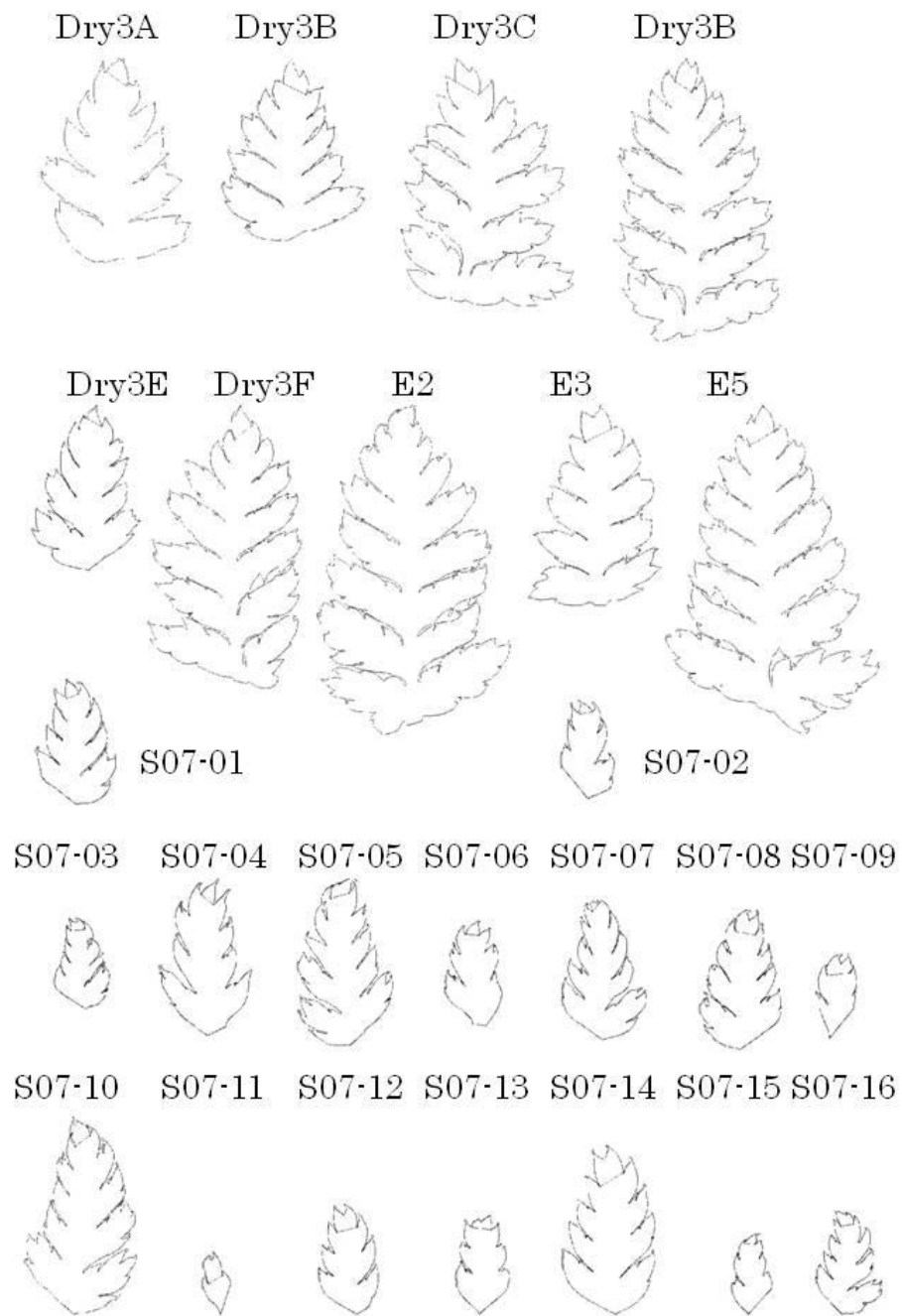


Abbildung 72
Fiederformen

7.1. Zuordnungswahrscheinlichkeit

Um die gewonnenen Daten von *Dryopteris dilatata* und der von Kollegin Schnattinger untersuchter Farngattung *Arthyrium* mit den beiden Arten *Arthyrium felix-femina* und *distentifolium* vergleichen zu können, wurden die verschiedenen Verhältniszahlen und die mittels DET MORPH ermittelten Parameter mittels Patternwahrscheinlichkeit untersucht. Hierbei wurden alle erhaltenen Parameter zur Berechnung miteinbezogen.

Die dabei verwendete Formel zu Berechnung der Zuordnungswahrscheinlichkeit beinhaltet die euklidische Distanz zur Gruppe i:

$d(r,i)$ = euklidische Distanz zur Gruppe i
P proportional zu $\exp(-(d(r,i))^2)$

$$P(r,i) = \frac{\exp(-(d(r,i))^2) P_a(i)}{\sum_{j=1}^4 \exp(-(d(r,j))^2) P_a(j)}$$
$$\sum_{j=1}^4 P(r,j) = 1$$

P_a = a priori Wahrscheinlichkeit
Abbildung 73
Zuordnungswahrscheinlichkeit

aus Mathematik für Pharmazeuten
von Univ. Prof. Dr. Ecker Gerhard
und Univ. Prof. Dr. Saukel Johannes

Dabei werden die erhaltenen Daten sinnvoll verglichen, sodass eine Zuordnung der Gruppenzugehörigkeit möglich wird. Diese Methode ist sinnvoll, wenn die erhaltenen Variablen nicht mehr überblickt werden können. Dies ist hier eindeutig der Fall mit 209 Variablen.

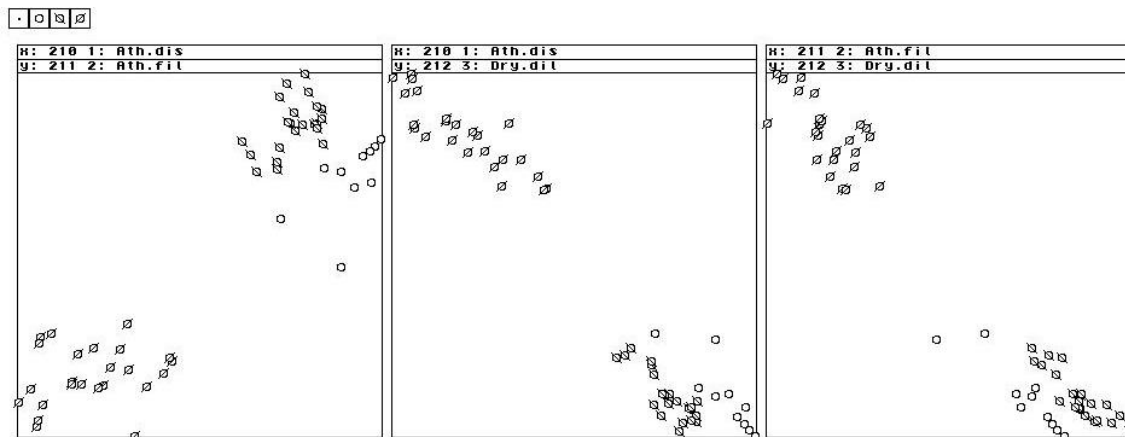


Abbildung 74
Gruppenzugehörigkeitswahrscheinlichkeit

Das in Abbildung 74 ganz links dargestellte Diagramm beschreibt die Gruppenzugehörigkeitswahrscheinlichkeit von *Arthyrium felix-femina* und *distentifolium*. Aus dieser Auswertung geht hervor, dass sich die beiden morphologisch ja nur sehr schwer von einander unterscheidbaren Arten anhand dieser statistischen Auswertungsmethode gut von einander abgrenzen lassen.

Ebenso wird aus dem mittleren und dem ganz rechten Diagramm in der Abbildung 74 deutlich, dass die Art *Dryopteris dilatata* eindeutig von den beiden *Arthyrium*-Arten unterscheidbar ist und getrennte Gruppen vorliegen.

Diese Berechnungsmethode scheint sehr gut geeignet zu sein, sowohl die beiden Gattungen *Dryopteris* und *Arthyrium*, als auch die beiden *Arthyrium*-Arten gut von einander zu unterscheiden.

7.2. Diskriminanzanalyse

Die Diskriminanzanalyse wird verwendet, um zu bestimmen, welche Variablen zwischen zwei oder mehr natürlich vorhandenen Gruppe trennen (dh. diskriminieren). Mit Hilfe der Diskriminanzanalyse kann man bestimmen, welche Eigenschaften die beste Unterscheidung zwischen mehreren Arten ermöglicht.

In unserem Fall wählten wir die schrittweise Diskriminanzanalyse vorwärts. Das Statistikprogramm Statistica 6.1. prüft nun Schritt für Schritt für alle Variablen, welche dieser Variablen am meisten zur Trennung zwischen den Gruppen beiträgt.

Schrittweise Vorgangsweise bei der Diskriminanzanalyse:

1. Klassifikationsmatrix erstellen

Klassifikationsmatrix (Stat_Wedel_k.sta)				
Zeilen: Beobachtete Klassifikationen				
Spalten: Prognostizierte Klassifikationen				
2KKN	Prozent korrekt	A.dist. p=,1786	A.f.f. p=,3929	Dry.dil. p=,4286
A.dist.	100,0000	10,00000	0,00000	0,00000
A.f.f.	100,0000	0,00000	22,00000	0,00000
Dry.dil.	100,0000	0,00000	0,00000	24,00000
Gesamt	100,0000	10,00000	22,00000	24,00000

Abbildung 75

Klassifikationsmatrix alle 3 Arten

Klassifikationsmatrix (Stat_Wedel_k.sta)				
Zeilen: Beobachtete Klassifikationen				
Spalten: Prognostizierte Klassifikationen				
Klasse	Prozent korrekt	A.dist. p=,3125	A.f.f. p=,6875	
A.dist.	100,0000	10,00000	0,00000	
A.f.f.	100,0000	0,00000	22,00000	
Gesamt	100,0000	10,00000	22,00000	

Abbildung 76

Klassifikationsmatrix nur Arthyrium-Arten

2. Korrelationsanalyse: Auswertung Korrelationsmatrize F106__2.KKN

3. Auswahl von 106 Merkmalen mit Hilfe eines raschen Rechenalgorithmuses zur Sortierung der Merkmale in absteigender Diskriminanzfähigkeit. Sowie eine weitere Auswahl von 209 Merkmalen, ebenfalls in fallender Reihenfolge.

4. Zusammenfassung der schrittweisen Repression

Man erhält sowohl 10 Diskriminanzmerkmale, die zur Unterscheidung der 3 Arten ausreichend sind, als auch 10 Merkmale zur Unterscheidung der beiden Arthyrium-Arten geeignet sind.

7.2.1. Auswertung der 206 ausgewählten Merkmale der Diskriminanzanalyse

Von den erfassten Merkmalen wurde mittels Diskriminanzanalyse ermittelt, welche davon sich zur Bildung von Gruppen am besten eigneten und so konnten die Variablen noch weiter eingeschränkt werden.

Unter Berücksichtigung von den 206 ausgewählten Merkmalen lässt sich eruieren welche sich besonders gut zur Artunterscheidung eignen. Die in den Abbildungen 77-86 aufgelisteten Diagramme beginnen mit den am besten zur Unterscheidung von der Gattung *Dryopteris* und *Arthyrium* geeigneten Parametern. Der schwarze Punkt kennzeichnet den Mittelwert, der weiße Balken ist die Standardabweichung und die Linie stellt die Spannbreite dar.

Wobei sich die Verhältniszahlen der einzelnen Fiederanzahlen ganz vorne einreihen und dann Grad der Fiederung ausdrücken (n_1 durch n ; $n_{1/2}$; $n_{3/4}$ bzw. $n/2$). Gefolgt von den Merkmalen, die angeben auf welcher Höhe sich die wievielte Fieder befindet (wie Nr. $1/2$; Nr. $n/2$; Nr. $3/4$). Die Parameter $l_1(1)$ bzw. $l_1(2)$ und deren Verhältniszahlen erlauben ebenfalls eine gute Gattungsunterscheidung, da diese die asymmetrischen Wedel von *Dry.* *Dilatata* widerspiegeln. Endzipfellänge und Endzipfelumriss eignen sich auch hervorragend zur Unterscheidung zwischen den beiden Gattungen *Dryopteris* und *Arthyrium*.

Um die beiden *Arthyrium*-Arten unterscheiden zu können, scheinen sich nur wenige Parameter und Verhältnisse gut zu eignen, darunter S/L , $L_{1/2}$ zu S , n_1 sowie die Länge F20 Umriss und NIX F20 Zipfelzahl.

Vor allem die in Abbildung 86 angeführten Merkmale wie diverse Umrisslängen, Breiten und Flächen scheinen weniger geeignete Parameter zu sein mehrere Gattungen, schon gar nicht Arten zu unterscheiden.

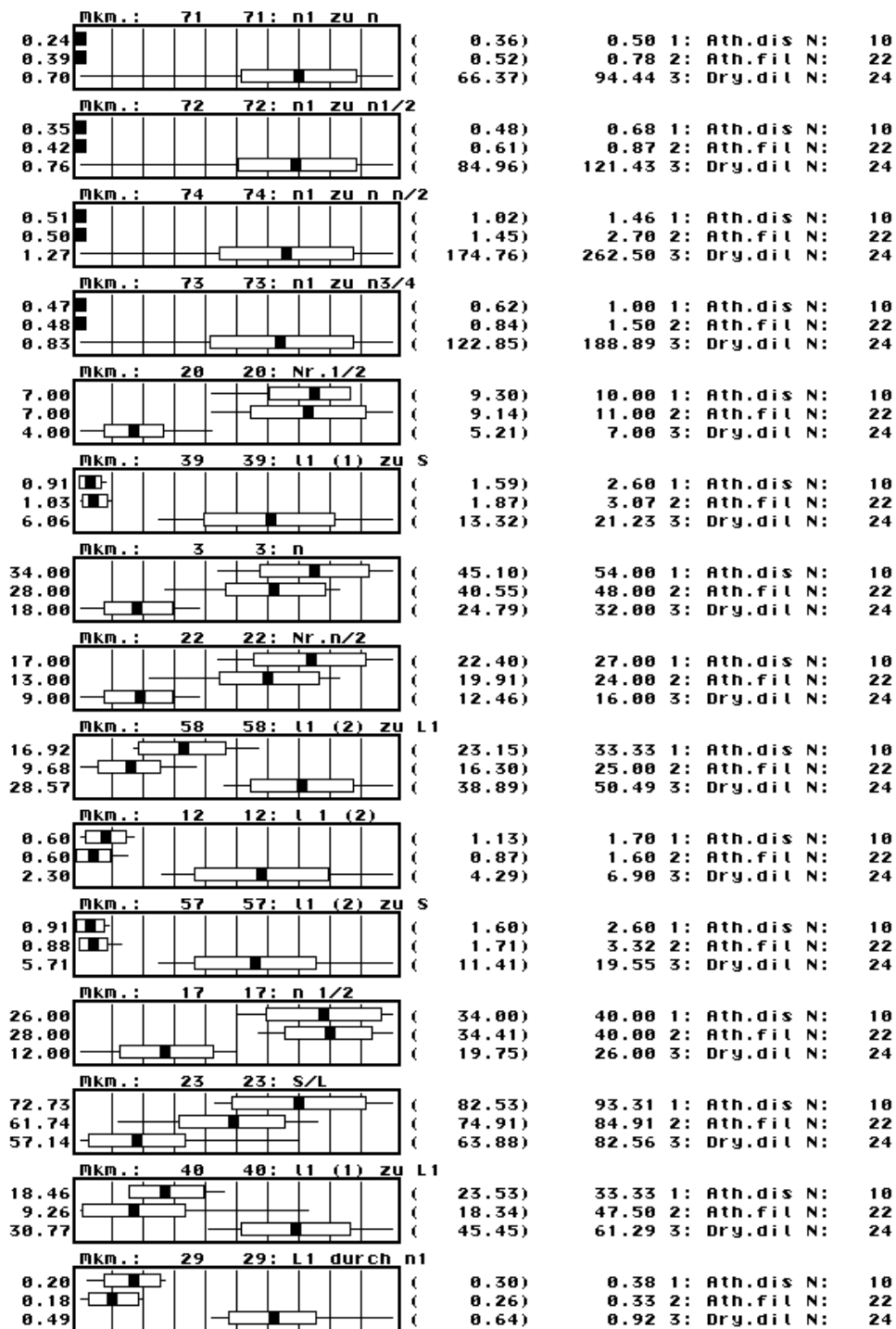


Abbildung 77

Diskriminanzanalyse

Merkmale geordnet nach fallender Diskriminationsstärke errechnet mit dem pharmakognostischen Programmpaket J.Saukel (unpubliziert)

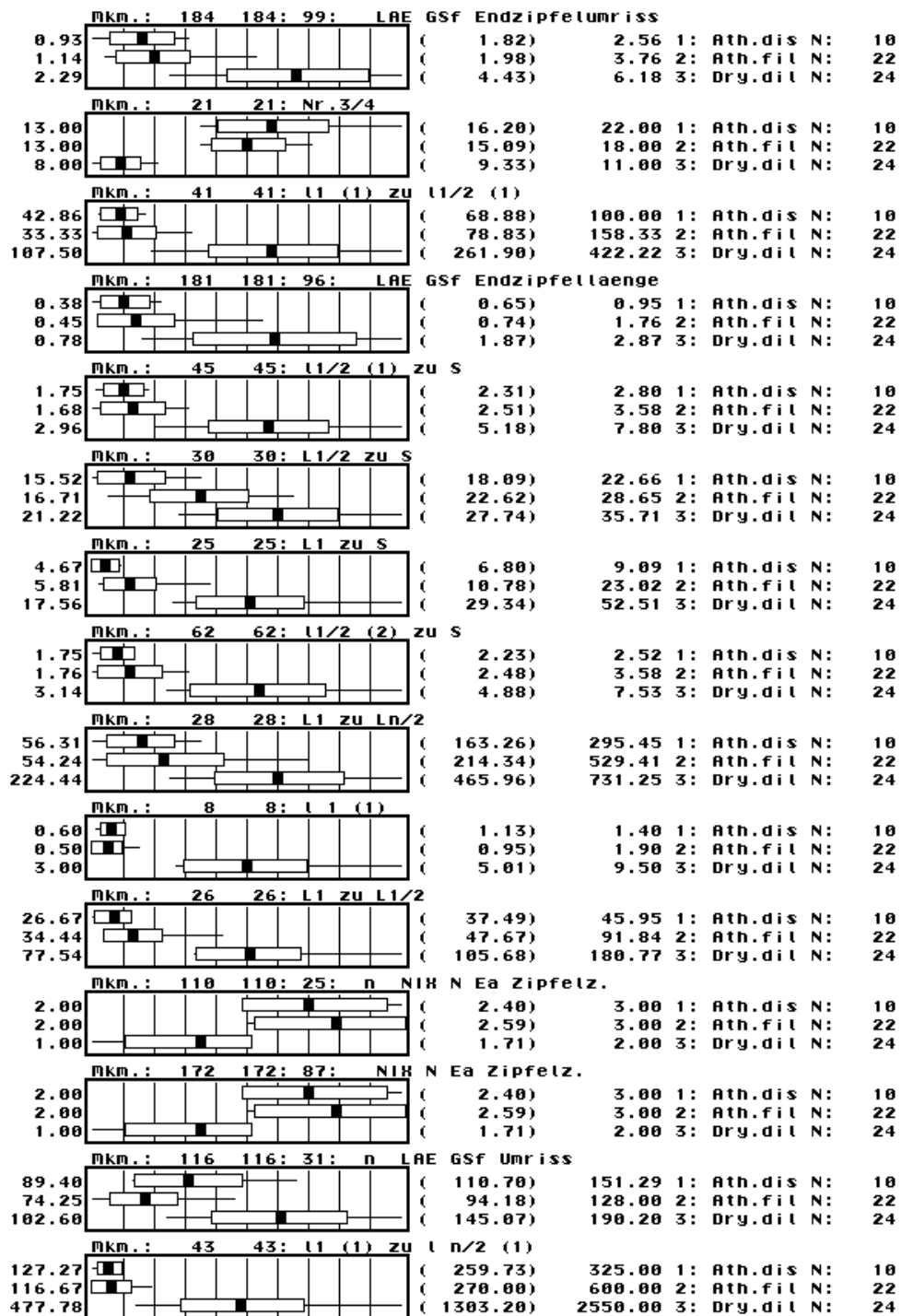


Abbildung 78
Diskriminanzanalyse

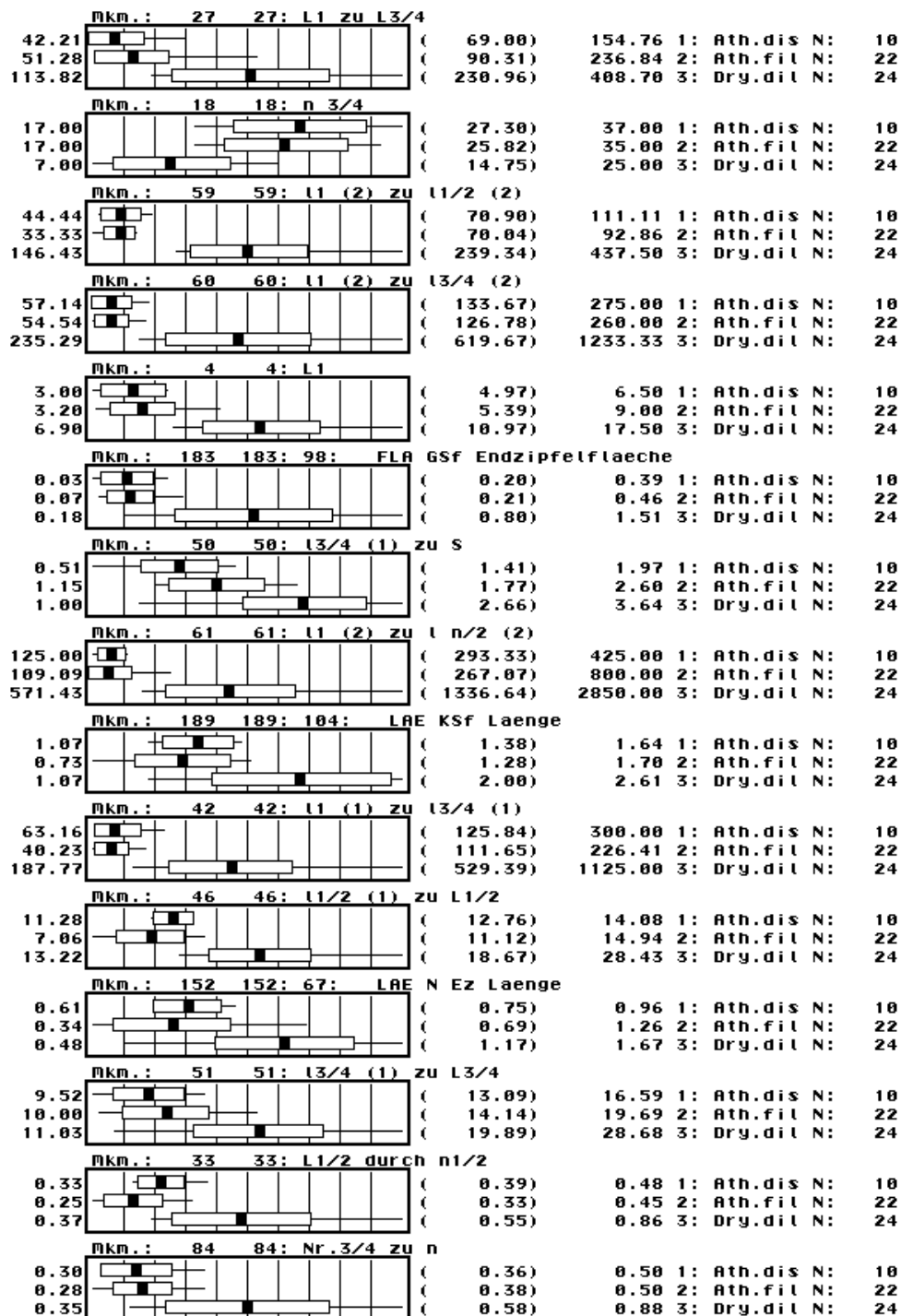


Abbildung 79
Diskriminanzanalyse

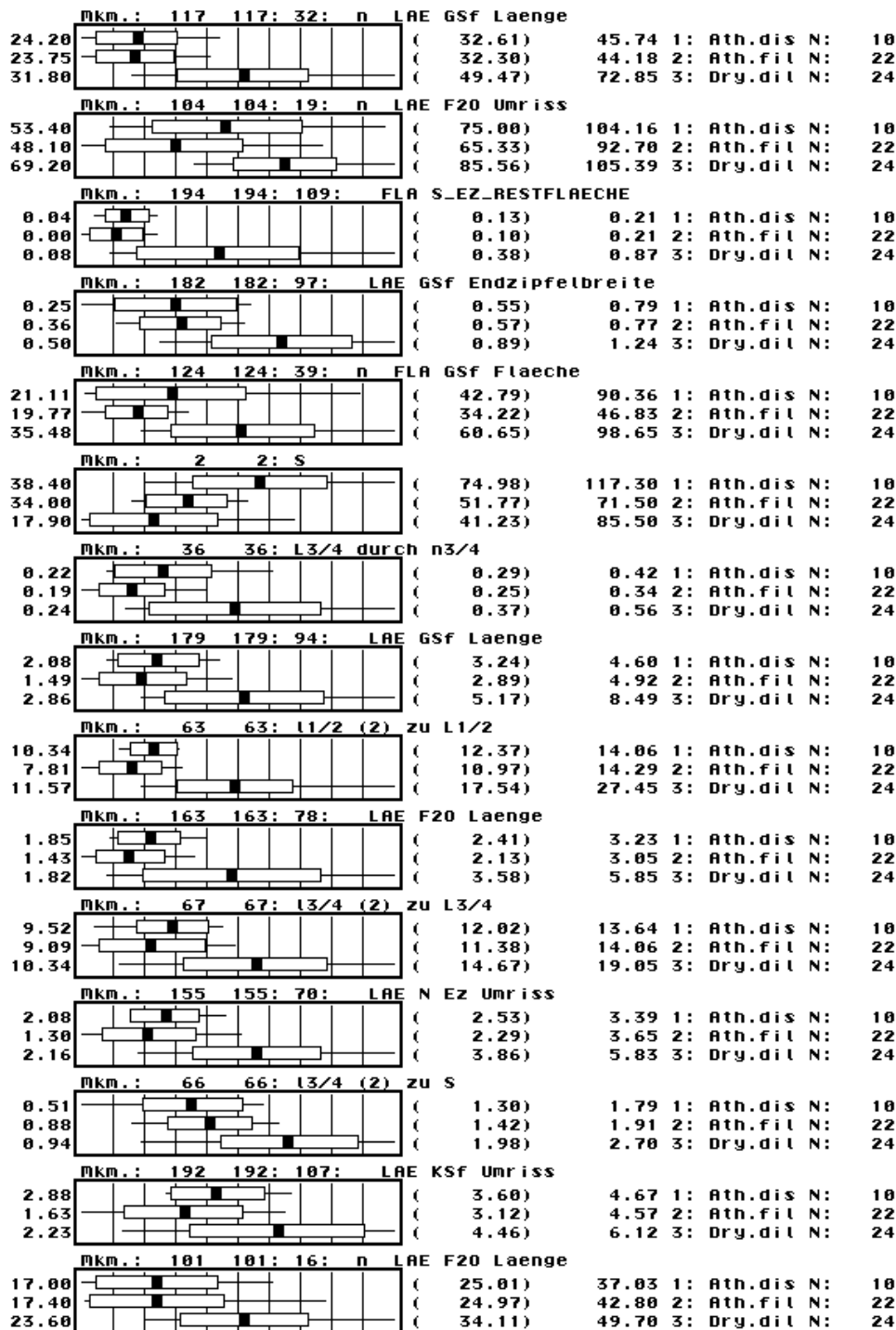


Abbildung 80
Diskriminanzanalyse

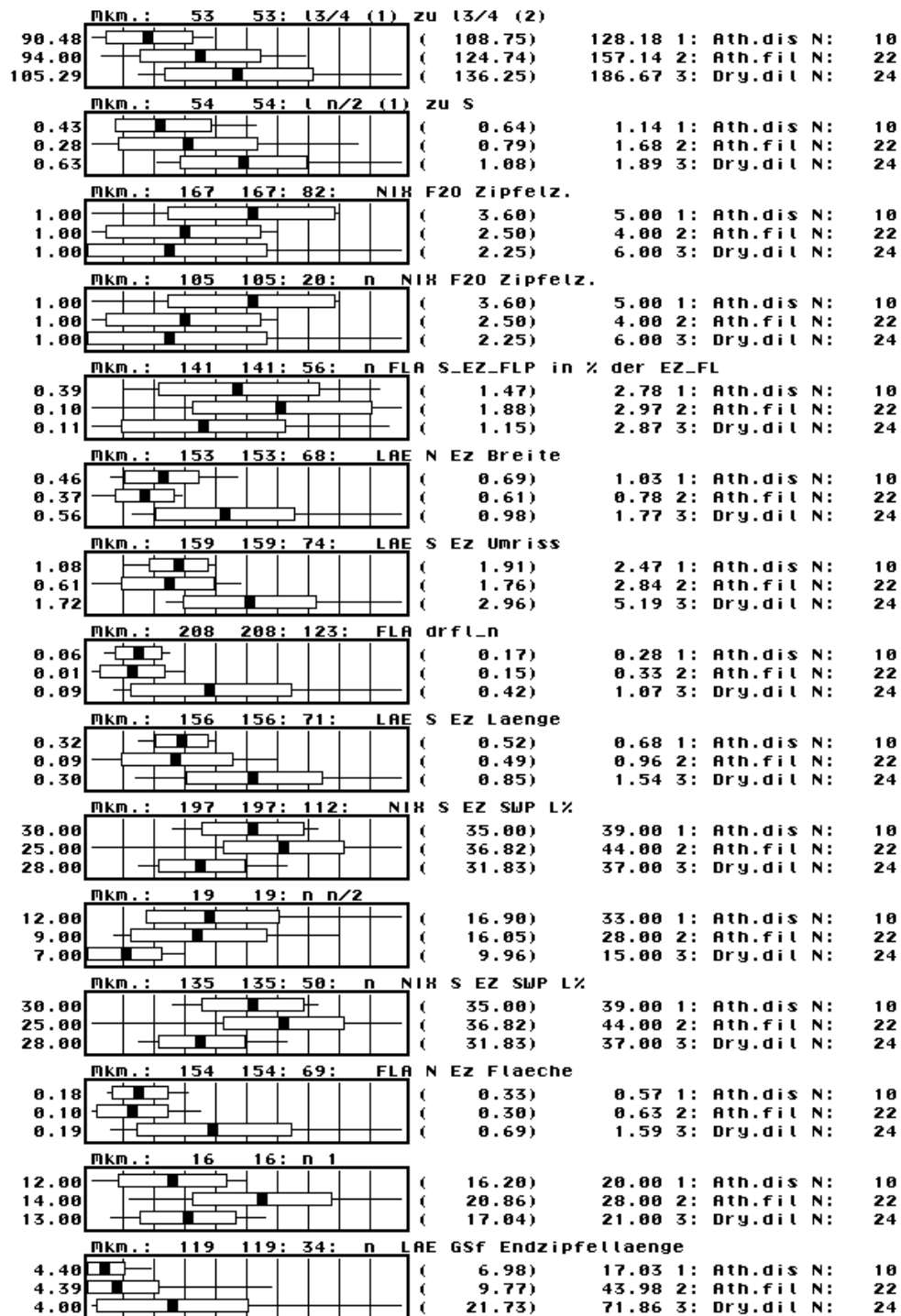


Abbildung 81
Diskriminanzanalyse

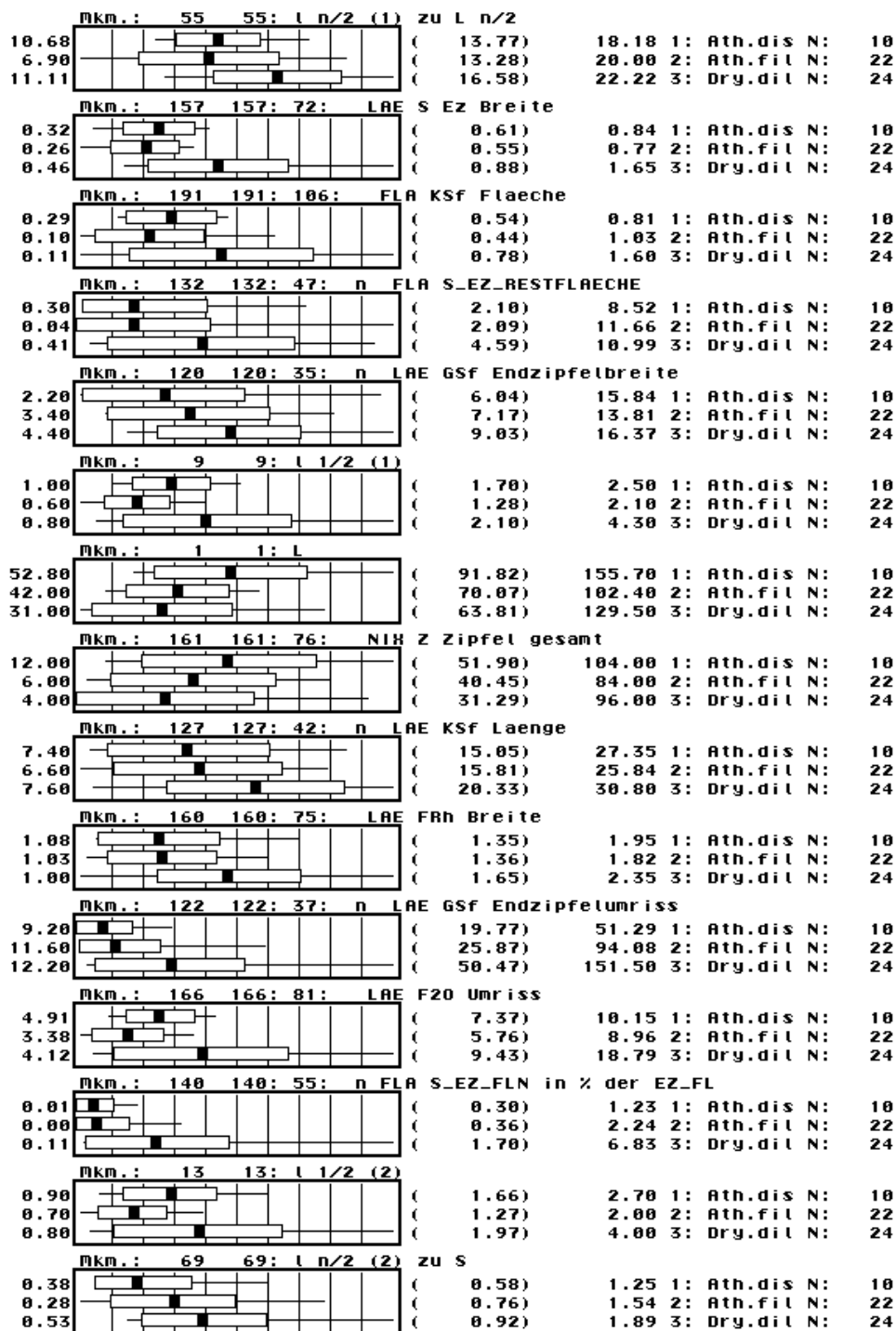


Abbildung 82
Diskriminanzanalyse

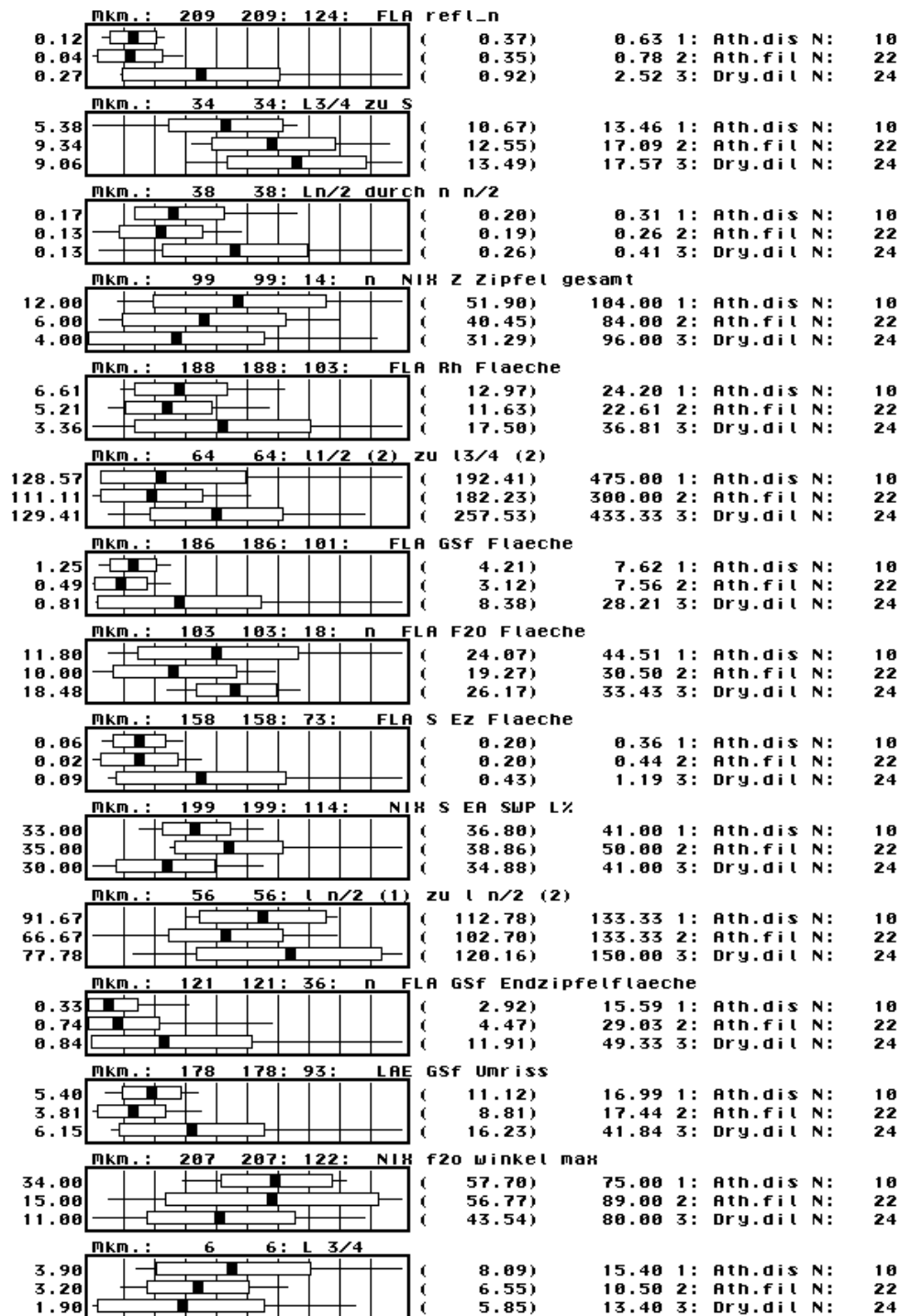


Abbildung 83
Diskriminanzanalyse

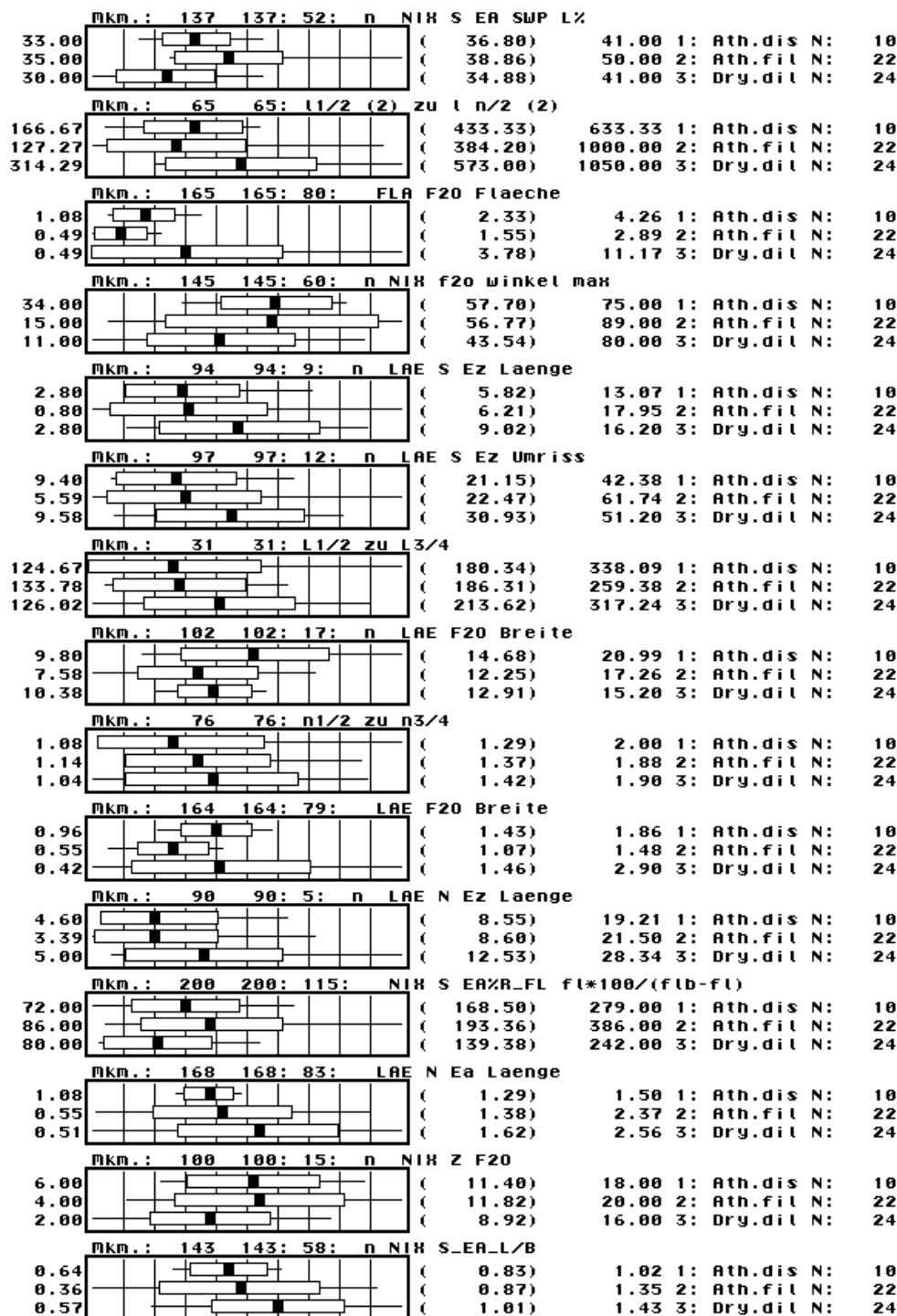


Abbildung 84
Diskriminanzanalyse

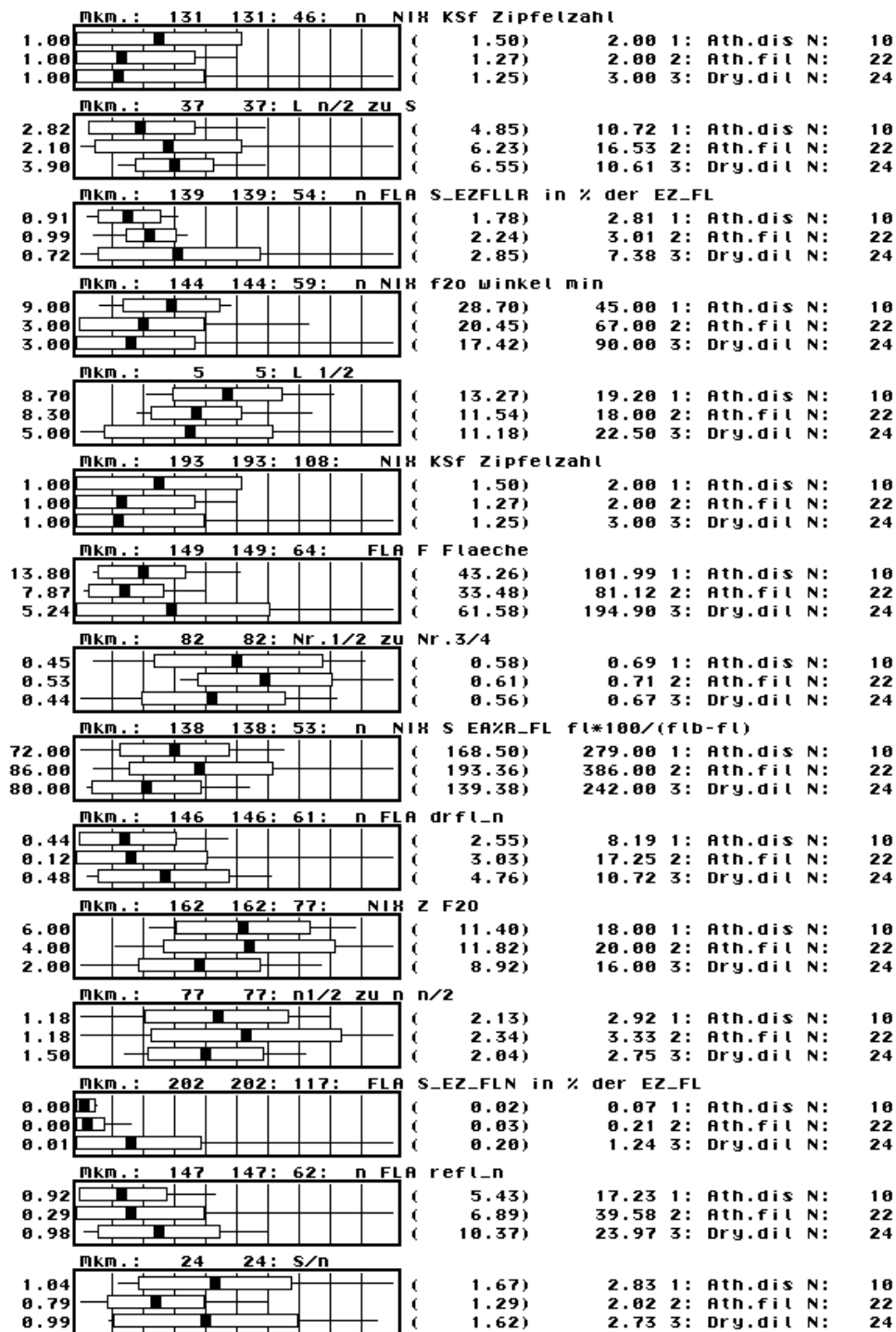


Abbildung 85
Diskriminanzanalyse

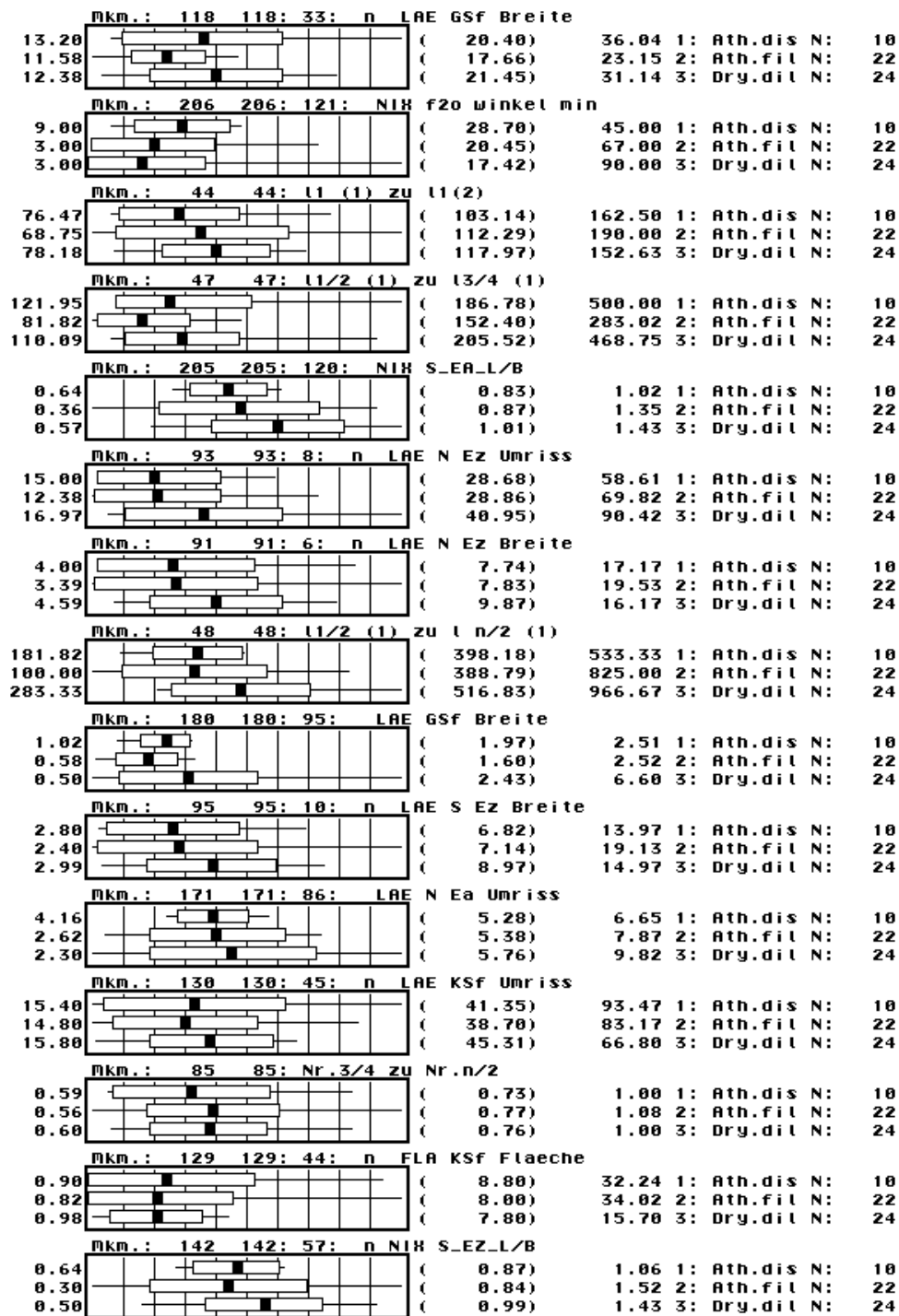


Abbildung 86
Diskriminanzanalyse

Durch schrittweise Diskriminierung wurden für die Artunterscheidung zwischen *Arthyrium filix-femina* bzw. *distentifolium* folgende Merkmale ausgewählt (siehe Tabelle 15). Beginnend mit dem am besten geeigneten (höchster F-Wert) und abfallend.

Tabelle 15 enthält Diskriminanzmerkmale aus F_2_10AT.__N

30: L1/2 zu S
16: n 1
65: l1/2 (2) zu l n/2 (2)
79: n3/4 zu n n/2
189: 104: LAE KSf Laenge
133: 48: n NIX FIE SWP L%
75: n1/2 zu n
110: 25: n NIX N Ea Zipfelz.
136: 51: n NIX S EA SWP B%
86: Nr.n/2 zu n

Tabelle 15

In Tabelle 16 sind jene 10 Merkmale aufgelistet, die für die Unterscheidung der beiden Gattungen und der Arten ausreichend sind. Ebenfalls beginnend mit dem besten Merkmal.

Tabelle 16 enthält Diskriminanzmerkmale aus F_3_10AT.__N

25: L1 zu S
58: l1 (2) zu L1
116: 31: n LAE GSf Umriss
182: 97: LAE GSf Endzipfelbreite
4: L1
17: n 1/2
23: S/L
1: L
102: 17: n LAE F2O Breite
160: 75: LAE FRh Breite

Tabelle 16

Interessant schien der Gedanke diese 20 sozusagen „idealen“ Variablen zu verwenden und zu kombinieren, um mit diesen Merkmalen sowohl Arten als auch Gattungen von einander zu unterscheiden.

7.2.2. Diskriminanzanalyse „Best off 20“

(Abbildung 87 u. 88)

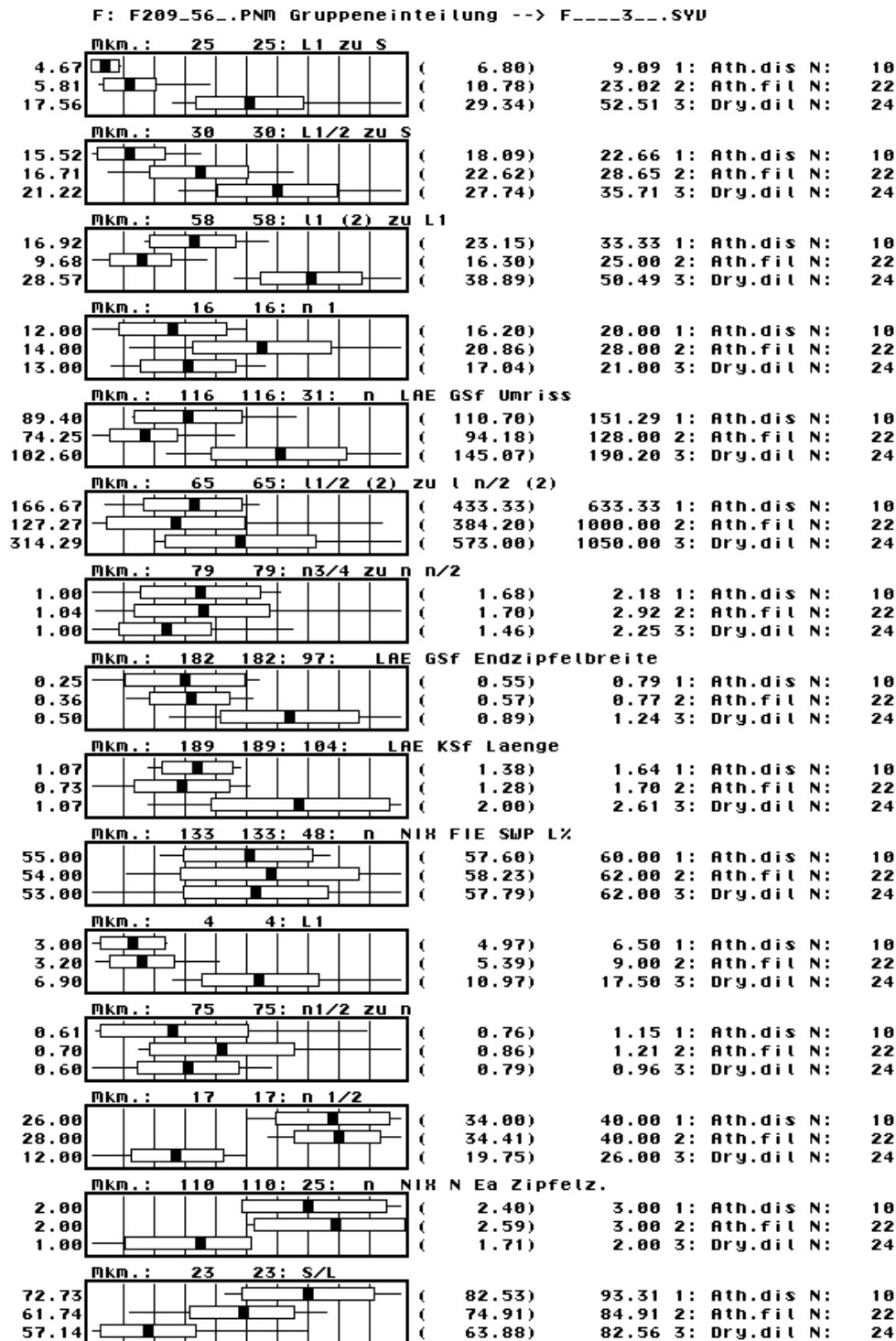


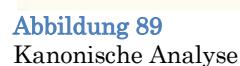
Abbildung 87

Diskriminanzanalyse

Merkmalsauswahl nach Diskriminanzanalyse Athyrium und Athyrium+Dryopteris



„In der Terminologie der kanonischen Korrelationsanalyse definieren die gewichteten Summen ein Paar kanonische Variablen. Die quadrierte Korrelation zwischen den beiden kanonischen Variablen kann auch als kanonische Wurzel oder engl. Root (als Wurzel bzw. Lösung einer Eigenwert-Gleichung) bezeichnet werden.“
aus Statistica® 6.1 elektronisches Handbuch



Der in Abbildung 89 dargestellte Scatterplot zeigt, dass mit kanonischer Korrelationsanalyse eine eindeutige Trennung der 3 Arten erreicht werden kann. Für diese Analyse wurden alle ermittelten Variablen miteinbezogen.

Führt man dieselbe Analysen-Methode jedoch nur mit den aufgrund von DET MORPH errechneten Fiedermerkmalen durch, kann man bereit eine etwas stärkere Streuung der einzelnen Arten erkennen. Aber dennoch ist eine eindeutige Trennung immer noch möglich (siehe Abbildung 90).

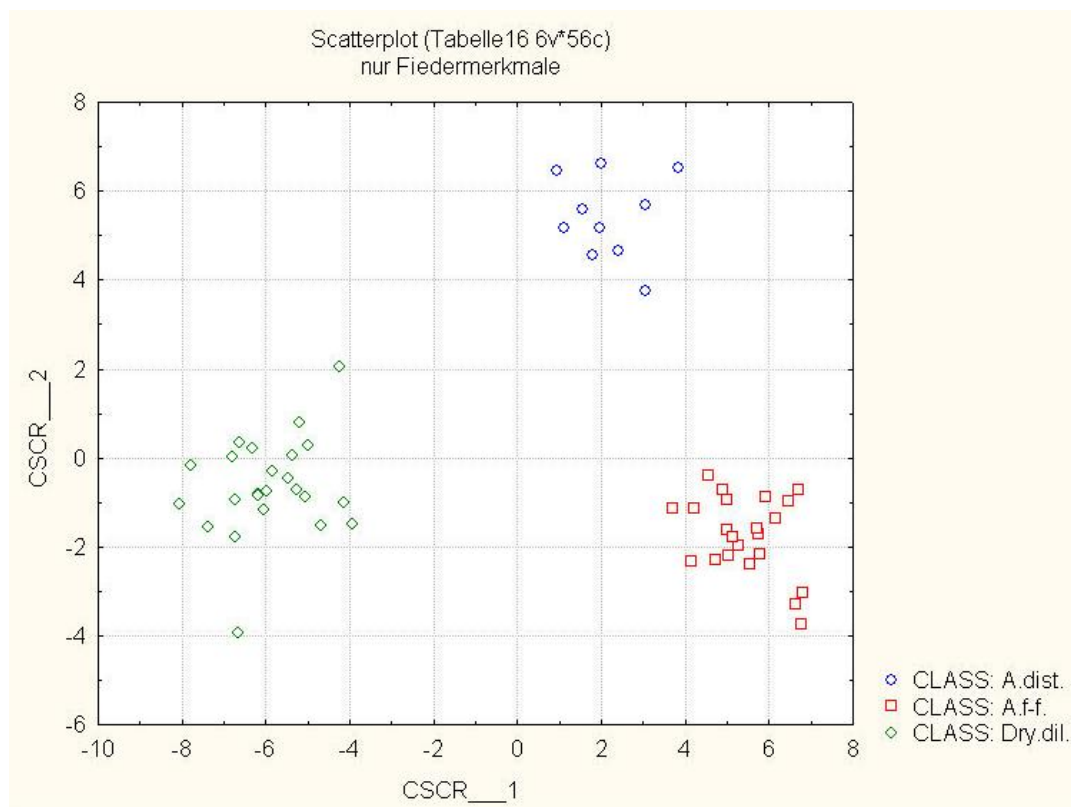


Abbildung 90
Kanonische Analyse

7.2.4. Multivariate Diskriminanzanalyse für Arthyrium

(siehe Abbildung 91)

Um deutlich zu machen inwieweit das Beste der 10 durch Diskriminanzanalyse ermittelten Merkmale tatsächlich zur Unterscheidung der beiden Arthyrium-Arten geeignet ist, wurde es einer multivariaten Analyse unterzogen und mit einer kanonischen Wurzel in Beziehung gesetzt.

Man kann eine deutliche Trennung zwischen *Arthyrium filix-femina* und *distentifolium* sehen, aber auch eine breitere Streuung der Werte.

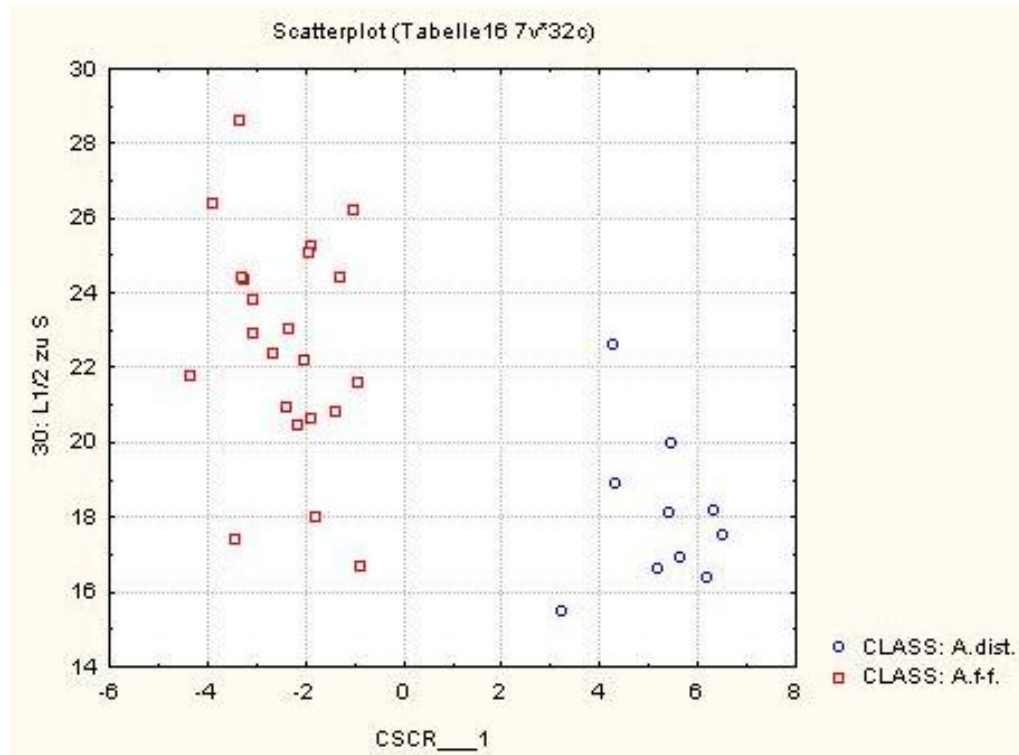


Abbildung 91
Multivariate Analyse

7.3. Clusteranalyse

„Der Begriff Cluster-Analyse umfasst eine Vielzahl verschiedener Klassifikationsalgorithmen. Es ist ein Verfahren um Datenmateriel zu gruppieren, auf Cluster hin zu untersuchen. Das hier verwendete Verfahren arbeitet hierarchisch und liefert Baumdiagramme.“

aus Statistica® 6.1 elektronisches Handbuch

7.3.1. Agglomeratives Verfahren der Clusteranalyse nach Ward

„Quadrierte Euklidische Distanz. Die einfache Euklidische Distanz kann quadriert werden, um weiter auseinanderliegende Objekte stärker zu gewichten. Diese

Distanz wird wie folgt berechnet: $\text{Distanz}(x,y) = \sum_i (x_i - y_i)^2$ “

aus Statistica® 6.1 elektronisches Handbuch

Ward-Methode.

„Diese Methode unterscheidet sich von allen anderen Methoden, da sie einen varianzanalytischen Ansatz zur Berechnung der Distanzen zwischen Clustern wählt. Bei dieser Methode wird versucht, die Summe der Quadrate (SQ) für je zwei beliebige (hypothetische) Cluster, die bei jedem Fusionsschritt erzeugt werden können, zu minimieren. Im Allgemeinen wird diese Methode als sehr effizient betrachtet, obwohl sie zur Bildung von Clustern kleiner Größe neigt.“
aus Statistica® 6.1 elektronisches Handbuch

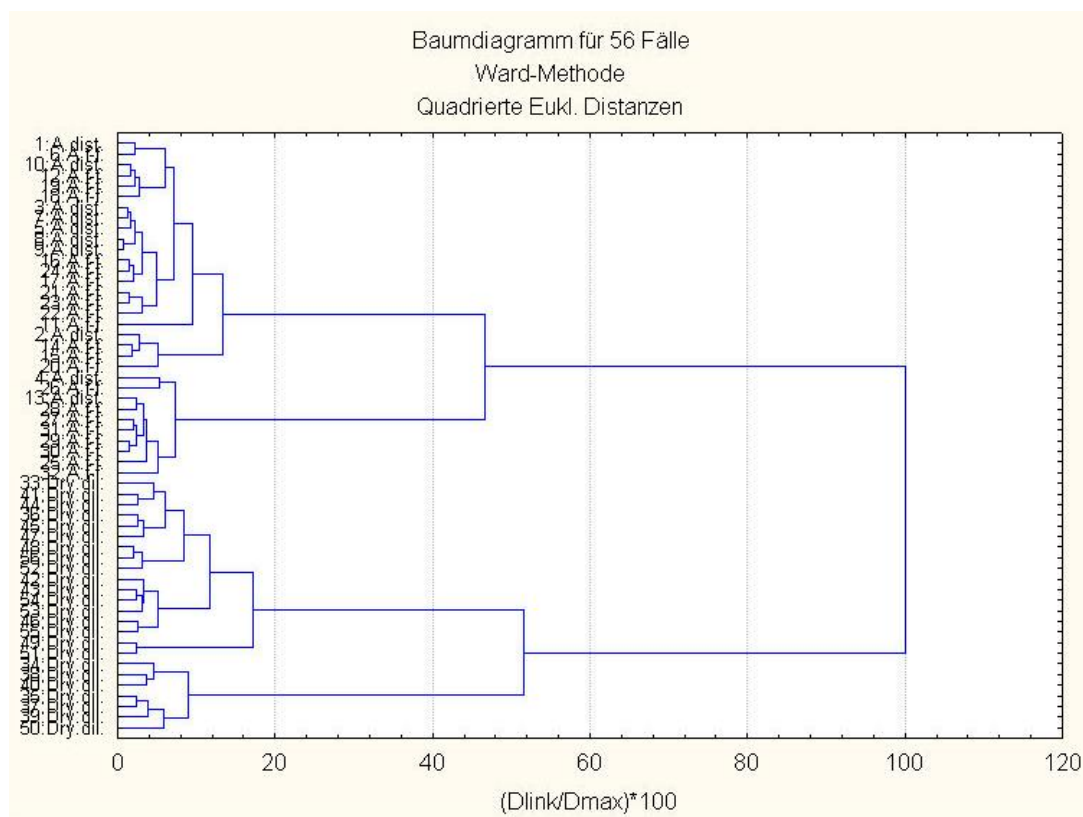


Abbildung 92
Clusteranalyse

Das in Abbildung 92 dargestellte Dendrogramm wurde durch eine multivariate Analysenmethode mittels Clusteranalyse entwickelt und umfasst alle 56 Fälle. Man kann ganz klar eine eindeutige Trennung in 2 Gruppen, und zwar in die beiden Gattungen *Dryopteris* und *Arthyrium* erkennen.

Aber eine Trennung der beiden *Arthyrium*-Arten ist leider nicht zu erkennen. Im Gegenteil es bilden sich sogar Cluster zwischen *Arthyrium filix-femina* und *distentifolium*. Diese Analysen-Methode scheint zwar geeignet zwischen *Dryopteris* und *Arthyrium* zu unterscheiden, aber gänzlich ungeeignet zur Artunterscheidung zu sein.

Wie in Abschnitt Diskriminanzanalyse erwähnt, wurden 20 ideale Merkmale ermittelt, welche nun auch einer Clusteranalyse unterzogen wurden. Mit dem Ziel eine noch bessere Trennung zwischen den drei Farnarten zu erhalten.

Das in Abbildung 93 zu sehende Baumdiagramm erfüllt diese Erwartungen jedoch in keiner Weise. Alle drei Farnarten bilden Cluster quer untereinander und es ist überhaupt keine Trennung mehr ersichtlich. Diese Methode muss verworfen werden.

Abschließend muss man, dass sich nicht alle hier durchgeführten Methoden gleich gut zur Unterscheidung zwischen den Arten eignen. Als Ergebnis kann aber festgehalten werden, dass es aufgrund von den ermittelten Daten und der Merkmalsvielfalt gelungen ist die drei Arten gut von einander zu trennen, und das mit jeweils nur einer Handvoll von Parametern.

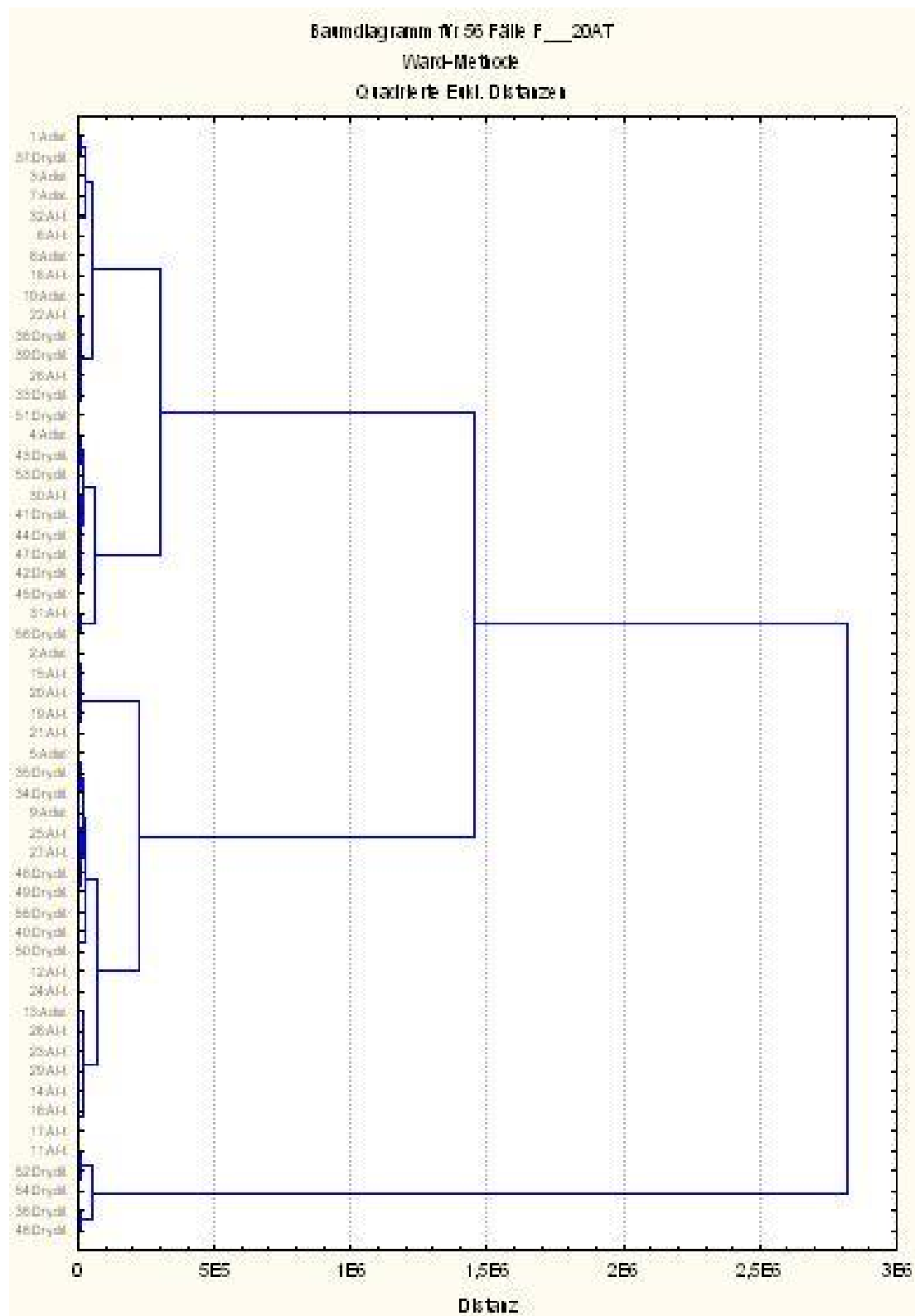


Abbildung 93
Diskriminanzanalyse

8. Diskussion und Ausblick

Diskussion

Das Hauptziel dieser Diplomarbeit war die Charakterisierung der Farnart *Dryopteris dilatata*. Der Versuch dies mit den heutigen vorhandenen Bestimmungsschlüsseln durchzuführen, machte rasch deutlich wie schwierig die Identifizierung mit diesen widersprüchlichen Literaturangaben sein würde. Mit der Absicht eine einfache und mit weniger Aufwand verbundene Methode zu etablieren, wurden im weiteren Vorgehen geeignete Möglichkeiten gesucht.

Zusammenfassend kann man drei wesentliche Schritte anführen. Die Vermessung des gesamten Farnwedels, die Vermessung und die computergestützte Auswertung der Fieder 2.ter Ordnung sowie die Vermessung der Indumente, vor allem der Gliederhaare und der Drüsenhaare.

Die Durchführung dieser drei Untersuchungsschwerpunkte und die Kombination der daraus gewonnenen Daten ermöglichte eine erfolgreiche Charakterisierung der Art *Dryopteris dilatata*.

Bei der morphometrischen Vermessung der Wedel bedarf es keiner aufwendigen Vorbereitung und keiner teuren Geräte, was sicherlich für diese Methode spricht. Was die Merkmalerhebung betrifft muss diese Methode sicherlich weiter ausgebaut werden, um auch andere in Österreich heimische Farnarten differenzieren zu können.

Die Formbestimmung der ausgewählten Fieder 2.ter Ordnung ist zeitlich und technisch deutlich aufwendiger und bedarf überdies einer speziellen Software, welche die Übertragung der ermittelten Fiederform in Vektoren und schließlich die Berechnung der Fiedermerkmale erst möglich macht. Der große Vorteil dieser Methode jedoch ist, dass man in relativ kurzer Zeit eine Vielzahl von Fiedern vermessen kann und eine subjektive Beeinflussung

ausgeschlossen werden kann. Diese Methode kann sicherlich ein wesentlicher Faktor bei der Artbestimmung sein.

Die Methode der Vermessung der Indumente und der Spaltöffnungen wurden in großem Maßstab durchgeführt, aber die Ergebnisse erfüllten nicht unsere Erwartungen. Da es auf diesem Gebiet doch zwei nennenswerte Publikationen gab, nämlich von VIANE (1986) und KRAUSE (2001), die sogar nur anhand von diversen Haaren und Längen von Stomata ganze Bestimmungsschlüssel aufgestellt hatten, waren unsere Erwartungen dementsprechend hoch. Doch diese Methoden haben einige Schwachpunkte. Die Präparation der Blätter scheint dabei eine entscheidende Rolle zu spielen. Denn bei der von uns verwendeten Chloralhydrat-Lösung sind die Gliederhaare und Drüsenhaare nur sehr schwer exakt zu vermessen. Man muss sich vielleicht in Zukunft eine andere Präparationsmethode überlegen, was natürlich die Methode noch aufwendiger machen kann.

Ausblick

Die mit dieser Arbeit begonnene Erhebung von geeigneten Bestimmungsmerkmalen auf breiter Basis sollte nur der erste Schritt sein. Es wäre wünschenswert, wenn die Methoden weiter verfeinert und präzisiert werden würden. Ziel ist, durch weitere am Pharmazie-Institut geplanten Projekte, anhand einfacherer und vor allem zuverlässigerer Schlüssel zur Bestimmung aller in Österreich heimischen Farne beitragen zu könnten.

9. Zusammenfassung deutsch

Der Wurmfarne ist eine in der heimischen Volksmedizin weit verbreitete Arzneipflanze. Früher oft als Antihelminthikum verwendet, wegen der erheblichen Nebenwirkungen heute obsolet, wird neuerdings die antiphlogistische Wirkung der verschiedenen in Österreich heimischen Farne bei uns am Pharmazeutischen Institut am Department Pharmakognosie, Fakultät für Lebenswissenschaften genauer untersucht. Um korrekte Angaben zu den untersuchten Farnen machen zu können, mussten die verwendeten Farne natürlich einer genauen systematischen Untersuchung unterzogen werden.

Das Ziel dieser Diplomarbeit war es die Farnart *Dryopteris dilatata* genau zu charakterisieren. Hierfür wurden umfangreiche morphologische und anatomische Merkmale an den Farnwedeln erhoben. Es wurden ausführliche morphometrische Vermessungen an herbarisiertem als auch an frischem Pflanzenmaterial durchgeführt.

Die heute verfügbare Literatur, die zur systematischen Einteilung herangezogen werden kann, beinhaltet weitgehend sehr widersprüchliche und komplizierte Bestimmungsschlüssel. Daher war die Ermittlung jener Merkmale, die es ermöglichen sollten die vorhandenen Schlüssel genauer und einfacher in der Handhabung machen, ein weiteres Motiv dieser Arbeit.

Die Vermessung einer Vielzahl von Merkmalen an den Fiederblättern sollte uns die Möglichkeit eröffnen, jene herauszufiltern, die sich besonders zur einfachen Bestimmung und eindeutigen Unterscheidung von anderen Farnen eignen. Die Auswahl der zur Vermessung ermittelten Parameter wurde mit dem Hinblick getroffen, dass diese Merkmale auf eine Vielzahl von FarnGattungen anwendbar sein sollten. Dabei zeigte sich, dass einige wenige Merkmale ausreichen die Arten gut voneinander zu unterscheiden.

Von der Erhebung der Fiederform, der Vektorisierung und der computergestützten Auswertung mittels DET MORPH-Algorithmus (Saukel,

Wlach 2005) erwarteten wir uns weitere wichtige Ergebnisse zur Beurteilung der Artzugehörigkeit. Die hier erhaltenen Ergebnisse konnten eine eindeutige Zuordnung bestätigen.

Von der Untersuchung der Epidermalanhängsel, angelehnt an die Publikationen von VIANE R.L.L. (1985 und 1986) (siehe Literaturliste), die anhand von Haaren einen Bestimmungsschlüssel entwickelt hatten, erhofften wir uns die dort veröffentlichten Ergebnisse bestätigen zu können. Im Detail wurden Drüsen- sowie Gliederhaare sowohl mittels Lichtmikroskop als auch im Rasterelektronenmikroskop vermessen. Hierbei tat sich folgende Schwierigkeit auf, dass vor allem die bis zu 1.5mm langen Gliederhaare extrem schwer zu vermessen sind, da sie so gut wie nie plan im Präparat vorliegen. Dennoch ist es gelungen eine einigermaßen große Anzahl von Haaren zu vermessen und die Ergebnisse der Arbeit von Viane zu bestätigen. Offen bleibt allerdings, ob sich diese Methode auf eine breite Masse von Farnarten korrekt anwenden lässt.

Als weiteren Schwerpunkt der Untersuchungen wurden Spaltöffnungen vermessen. In den meisten Literaturangaben werden die Stomatalängen und Sporengrößen angegeben. Ziel war es zu erfahren, ob sich diese Merkmale zur Bestimmung eignen. Alle Messungen erfolgten an exakt der gleichen Stelle der Wedel um die Ergebnisse gut vergleichen zu können. Man muss aber sagen, dass sich die Stomata nicht signifikant genug unterscheiden, um eine Artunterscheidung treffen zu können.

Aufgrund dieser eingehenden morphologischen, anatomischen und quantitativen Untersuchung an *Dryopteris dilatata* ist es gelungen diese Farnart genau zu charakterisieren. Die gewonnenen Erkenntnisse der Merkmalserhebung werden zukünftig die Bestimmung und Einteilung der geplanten Untersuchungen an in Österreich heimischen Farngattungen mit Sicherheit erleichtern. Als Endziel kann man hoffen einen einfachen und korrekten Bestimmungsschlüssel aller Farnarten zu erhalten.

10. Zusammenfassung Englisch

Abstract

This work studies the fern species *Dryopteris dilatata*. The aim was a well defined classification of this in Austria native species.

The current tools for identification are not satisfying, often only comprehensible for experts and not applicable to herborized material. So we started morphological and anatomical research to be able to define the respective fern fronds. For this purpose we made several quantitative investigations with light-optical microscope and also electron microscope in Hivac modus.

The analyses included the measurement of fern-leaves and single pinnule, induments like multicellular hairs and glands, spores and stomata.

Furthermore we determined the shape of selected pinnule and evaluated the received contour with the by Univ. Prof. Mag. Dr. Saukel J. developed DET MORPH program. Data thus obtained was statistically evaluated by cluster analysis and discriminant analysis.

Out of the abundance of results, we were able to achieve the set aims and determined the species as *Dryopteris dilatata*.

The first step to develop a general key of identification for all ferns native in Austria is done.

11. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1	15
Abbildung 2	17
Abbildung 3	17
Abbildung 4	21
Abbildung 5	21
Abbildung 6	23
Abbildung 7	24
Abbildung 8	25
Abbildung 9	26
Abbildung 10	27
Abbildung 11	28
Abbildung 12	29
Abbildung 13	30
Abbildung 14	31
Abbildung 15	32
Abbildung 16	33
Abbildung 17	34
Abbildung 18	35
Abbildung 19	36
Abbildung 20	37
Abbildung 21	38
Abbildung 22	39
Abbildung 23	40
Abbildung 24	41
Abbildung 25	42
Abbildung 26	43
Abbildung 27	44
Abbildung 28	45
Abbildung 29	46
Abbildung 30	47
Abbildung 31	48
Abbildung 32	49
Abbildung 33	50
Abbildung 34	50
Abbildung 35	51
Abbildung 36	51
Abbildung 37	51
Abbildung 38	52
Abbildung 39	52

Abbildung 40.....	53
Abbildung 41.....	53
Abbildung 42.....	54
Abbildung 43.....	54
Abbildung 44.....	55
Abbildung 45.....	55
Abbildung 46.....	56
Abbildung 47.....	56
Abbildung 48.....	57
Abbildung 49.....	57
Abbildung 50.....	58
Abbildung 51.....	58
Abbildung 52.....	59
Abbildung 53.....	59
Abbildung 54.....	59
Abbildung 55.....	60
Abbildung 56.....	60
Abbildung 57.....	61
Abbildung 58.....	62
Abbildung 59.....	62
Abbildung 60.....	63
Abbildung 61.....	63
Abbildung 62.....	64
Abbildung 63.....	64
Abbildung 64.....	64
Abbildung 65.....	77
Abbildung 66.....	78
Abbildung 67.....	82
Abbildung 68.....	82
Abbildung 69.....	83
Abbildung 70.....	86
Abbildung 70.....	87
Abbildung 72.....	90
Abbildung 73.....	91
Abbildung 74.....	92
Abbildung 75.....	93
Abbildung 76.....	93
Abbildung 77.....	95
Abbildung 78.....	96
Abbildung 79.....	97
Abbildung 80.....	98
Abbildung 81.....	99

Abbildung 82	100
Abbildung 83	101
Abbildung 84	102
Abbildung 85	103
Abbildung 86	104
Abbildung 87	106
Abbildung 88	107
Abbildung 89	107
Abbildung 90	108
Abbildung 91	109
Abbildung 92	110
Abbildung 93	112

12. Tabellenverzeichnis

Tabelle 1	19
Tabelle 2	22
Tabelle 3	67
Tabelle 4	68
Tabelle 5	69
Tabelle 6	70
Tabelle 7	72
Tabelle 8	74
Tabelle 9	76
Tabelle 10	79
Tabelle 11	82
Tabelle 12	83
Tabelle 13	84
Tabelle 14	89
Tabelle 15	105
Tabelle 16	105

13. Literaturverzeichnis

- FISCHER M.A. & ADLER W. & OSWALD K. et al 2005 Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol, 2.Auflage: 894-904. Bestimmungsbuch für allein Österreich wild wachsenden sowie die wichtigsten kultivierten Gefäßpflanzen (Farnpflanzen und Samenpflanzen); Verlag Ulmer, Stuttgart
- HEGI G. (1984) Illustrierte Flora von Mitteleuropa, Band I Pteridophyta, Teil 1; Verlag Paul Parey, Berlin-Hamburg
- KRAMER K.U. SCHNELLER J.J WOLLENWEBER E. (1995) Farne und Farnverwandte; Bau, Systematik, Biologie; Thieme Verlag, Stuttgart
- KRAUSE, S., HACHTEL, M., BENNERT, H.W. (2001) *Dryopteris x brathaica* Fraser & T.Reichstein (Dryopteridaceae, Pteridophyta in Germany) [*Dryopteris x brathaica* Fraser-Jenkins & T. Reichstein (Englischer Wurmfarne; Dryopteridaceae, Pteridophyta) in Deutschland]; Feddes Repertorium 112/3-4: 247-260
- McHAFFIE H. S. (2005) *Athyrium distentifolium* Tausch ex opiz (*A. alpestre* (Hoppe) Rylands ex T. Moore-non-Clairv.) including *A. distentifolium* var. *flexile* (Newman) Jermy; Journal of Ecology 93: 839-851
- Lexikon der Arzneipflanzen und Drogen (2005) Sonderausgabe, Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg; ISBN 3-89996-682-1
- OGURA Y. (1972) Comparativ anatomy of vegetative organs of the pteridophytes; Handbuch der Pflanzenanatomie 7,3: Spezieller Teil
- PAHLOW M. (2002) Das große Buch der Heilpflanzen, Verlagsgruppe Weltbild GmbH, Augsburg; ISBN 3-8289-1839-5
- PROBST W. (1986) Biologie der Moos- und Farnpflanzen; Quelle und Meyer Verlag, Heidelberg-Wiesbaden
- RASBACH H., REICHENSTEIN T., SCHNELLER J.J (1991) Hybrids and polyploidy in the genus *Athyrium* (Pteridophyta) in europe. 2. Origin and Description of allotetraploids; Botanica Helvetica 101/2: 209-225

SAUKEL J., WLACH W. (2005) DET MORPH- a new method for an accurate acquisition of fine-morphological data- Exemplified on the *Achillea millefolium* group (Asteraceae); *Scientia Pharmaceutica* 73: 39-58

SAUKEL J., ECKER G. (2002) *Mathematik für Pharmazeuten, Vorlesungsskriptum* Wien

SCHNATTINGER B. (2008) *Diplomarbeit Vergleichende Untersuchungen an Arthyrium-Arten*

SCHNEIDER H. (1996) *Vergleichende Wurzelanatomie der Farne*; Shaker Verlag

SCHNELLER J.J. (1979) Biosystematic investigations on the lady Fern (*Athyrium filix femina*); *Plantsystematics and Evolution* 132: 255-277

SCHNELLER J.J., RASBACH H. (1984) Hybrides and polyploidy in the genus *Athyrium* (Pteridophyta) in Europe.; *Botanica Helvetica* 94: 81-99

SCHNELLER J.J. (1988) Spore bank, dark germination and gender determination in *Athyrium* and *Dryopteris*. Results and implications for population biology of pteridophyta.; *Botanica Helvetica* 98: 77-86

SCHNELLER J.J. (1995) Aspects of spore release of *Asplenium ruta-muraria* with reference to some other woodland ferns: *Athyrium filix-femina*, *Dryopteris filix-mas* and *Polystichum aculeatum*; *Botanica Helvetica* 105: 187-197

STATISTICA®6.1. Computerprogramm, Elektronisches Handbuch

TRYON R.M, TRYON A.F. (1982) *Ferns and allied plants, with special reference to tropical America*; Springer, Berlin

VIANE R.L.L. (1985) *Dryopteris expansa* and *D. ambroseae* (Pteridophyta) new for Belgium; *Bull.Soc.Roy.Bot.Belg.* 118: 57-67

VIANE R.L.L. (1986) Taxonomical significance of the leaf indument in *Dryopteris* (Pteridophyta) I. Some North American, Macronesian and European taxa.; *Plant systematics and Evolution* 153: 77-105

WEBERLING, SCHWANTES (1992) *Pflanzen-systematik* 6.Auflage Verlag UTB für Wissenschaft Eugen Ulmer Verlag Stuttgart ISBN 3-8252-0062-0

Lebenslauf

Name Kainrath Julia

Geburtsdatum 20.04.1976

Geburtsort Allentsteig

Staatsbürgerschaft Österreich

1982 Volksschule Wiener Neudorf

1983-1986 Volksschule Allentsteig

1986 -1994 Bundesgymnasium Waidhofen a.d. Thaya

1994 Matura

Oktober 1994 Beginn des Pharmaziestudiums

November 2008 Abschluss des Pharmaziestudiums

Dank

Ich danke meinen Eltern, dass sie mir den Besuch des Gymnasiums und die Absolvierung der Matura ermöglicht haben.

Vor allem danke ich aber meinem Lebensgefährten Thomas, der mich all die Jahre meines Studiums in jeder Hinsicht unterstützt hat.

Prof. Saukel danke ich für die Hilfe bei der statistischen Auswertung der gewonnenen Daten.